

Monyele Acchile Santos

**Doenças parasitárias de peixes ornamentais cultivados em Santa
Catarina: patógenos e patogenicia**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Aquicultura

Orientador: Dr. Maurício Laterça Martins

Coorientadora: Dra. Gabriela Tomas Jerônimo

Florianópolis
2016

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Santos, Monyele Acchile

Doenças parasitárias de peixes ornamentais cultivados em Santa Catarina: patógenos e patogenia / Monyele Acchile Santos ; orientador, Maurício Laterça Martins ; coorientadora, Gabriela Tomas Jerônimo. - Florianópolis, SC, 2016.

90 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós Graduação em Aquicultura.

Inclui referências

1. Aquicultura. 2. Poeciliidae. 3. peixe ornamental. 4. parasitos. 5. histopatologia. I. Martins, Maurício Laterça . II. Jerônimo, Gabriela Tomas . III. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura. IV. Título.

**Doenças parasitárias de peixes ornamentais cultivados em
Santa Catarina: patógenos e patogênia**


Por

MONYELE ACCHILE SANTOS

Esta dissertação foi julgada adequada para a obtenção do título de

MESTRE EM AQUICULTURA

e aprovada em sua forma final pelo Programa de
Pós-Graduação em Aquicultura.

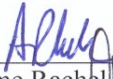


Prof. Alex Pires de Oliveira Nuñez, Dr.
Coordenador do Programa

Banca Examinadora:



Dr. Maurício Lateza Martins – *Orientador*



Dra. Aime Rachel Magenta Magalhães - UFSC



Dr. José Luiz Pedreira Mouriño - UFSC



Dr. Robert Lenocho - IFSC

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao meu Deus, pela paciência e o amor inigualável para comigo. Obrigada meu Deus pela Tua presença em minha vida.

Aos meus familiares, Maria de Lourdes, Romualdo, Saymon, Monalysa e Rayan Acchile, que mesmo distantes se fizeram presente em meus pensamentos.

Ao orientador Maurício Laterça Martins, obrigada professor pelos ensinamentos e pela oportunidade da realização deste sonho. Muito obrigada do fundo do meu coração!

A coorientadora Gabriela Tomas Jerônimo, obrigada Gabriela pelos conselhos, amizade, paciência e por compartilhar teu conhecimento comigo. Sou muito grata por tudo que tens feito. Obrigada!

Aos MSc. Lucas Cardoso e Karen Tancredo, muito obrigada amigos pela dedicação dada nos mínimos detalhes, vocês são exemplos de vida. Muito obrigada!

Aos MSc. Gabriela Hashimoto, Maria Luiza, Eduardo, Maitê, Patrícia Garcia e a Dra. Natália Marchiori, não tenho palavras para agradecer a vocês pela disposição e dedicação neste estudo. Agradeço pela amizade e por todo carinho!

Aos amigos do laboratório AQUOS, Kennya, Lilian, Aline, Mayara Shueroff, Janaína, Iara, Nicolas, Paula, José Vitor, William, Marina, Marco, Hugo, Tamires, Marcela, Sheila, Gabriel de Jesus, Gabriela do Vale, Katina, Elenice, Micheli, Ana Carolina, Jaque e Leyciane, valeu pela ajuda nas coletas, vocês foram fundamentais para a realização do projeto. Valeu!

Aos proprietários das pisciculturas, que abriram as portas para realização deste trabalho.

Aos professores e funcionários do curso de pós-graduação em aquicultura.

Aos irmãos da Igreja Adventista do Sétimo Dia – Universitária (Florianópolis/SC) e Oiteiros (Penedo/AL), pelas orações e força espiritual.

A Capes Embrapa, pelo apoio científico e financeiro para realização da pesquisa.

RESUMO

O cultivo de organismos aquáticos para fins ornamentais é apreciado e representa um mercado consolidado no mundo. No entanto, situações de confinamento animal constituem sempre um fator que favorece o surgimento de doenças. O presente estudo teve como objetivo relatar a fauna parasitária de peixes ornamentais cultivados em três propriedades no estado de Santa Catarina, bem como observar as possíveis patogenias ocasionadas pelos parasitos. Entre maio de 2015 e fevereiro de 2016 foram coletados ao acaso um total de 781 peixes ornamentais e utilizados para análise parasitológica e histopatológica. Em cada propriedade, a qualidade de água foi medida nos viveiros. Observou-se a presença do protozoário ciliado *Ichthyophthirius multifiliis*; *Trichodina* sp.; dos monogenoides *Dactylogyrus extensus*, *D. minutus* e *Diaphorocleidus kabatai*; metacercárias de digenéticos; cestóide *Bothriocephalus acheilognathi*; nematóide *Rhabdochona* sp. e o branquiúro *Argulus japonicus* nos animais examinados. A maior taxa de prevalência (45%) e intensidade média ($3,7 \pm 2,0$) foi observada nas brânquias de *Gymnocorymbus ternetzi* parasitados por *Diaphorocleidus kabatai*, seguida pelo protozoário *Ichthyophthirius multifiliis* parasitando a superfície corporal de *Xiphophorus maculatus* com prevalência de 40% e intensidade média de $1,0 \pm 0,0$. A análise histopatológica mostrou hiperplasia epitelial interlamelar e das lamelas secundárias, fusão parcial das lamelas secundárias, telangiectasia, edema justalamelar e infiltrado inflamatório eosinofílico. No intestino observou-se necrose na submucosa intestinal, obstrução intestinal e infiltrado inflamatório linfocitos eosinofílico. É importante o conhecimento da fauna parasitária de peixes cultivados bem como a patogênese causada pelos parasitos nos hospedeiros para garantir a produção de peixes e a saúde dos hospedeiros.

Palavras-chave: Aquicultura; Poeciliidae; peixe ornamental; parasitos; histopatologia

ABSTRACT

The ornamental fish farming is appreciated and represents a consolidate market over the world. However, situation of confinement constitutes a factor that favors the disease occurrence. This study aimed to report the parasitic fauna of ornamental fish from three facilities in the state of Santa Catarina, as well as to observe the possible pathogenesis caused by the parasites. Between May 2015 and February 2016, a total of 781 ornamental fishes were used for parasitological and histopathological analysis. From each facility, the water quality was measured in fish ponds. Ciliated protozoan *Ichthyophthirius multifiliis*; *Trichodina* sp.; the monogeneans *Dactylogyrus extensus*, *D. minutus* and *Diaphorocleidus kabatai*; metacercariae of digeneans; cestode *Bothriocephalus acheilognathi*; nematode *Rhabdochona* sp. and the branchiuran *Argulus japonicus*, were found in the examined specimens. The greatest prevalence rate (45%) and mean intensity (3.7 ± 2.0) was observed in the gills of *Gymnocorymbus ternetzi* parasitized by *Diaphorocleidus kabatai*, followed by the protozoan parasite *Ichthyophthirius multifiliis* on the body surface of *Xiphophorus maculatus* with 40% prevalence and mean intensity 1.0 ± 0.0 . Histopathological analysis showed epithelial interlamellar hyperplasia of the secondary lamellae, partial fusion of the secondary lamellae, telangiectasia, justalamellar edema and eosinophilic infiltrate inflammatory. The intestine showed necrosis in the submucosa, intestinal obstruction and lymphoeosinophilic inflammatory infiltrate. It is important to know the parasitic fauna of farmed fish and the pathogenesis caused by the parasites in order to ensure the fish production and health of the hosts.

Keywords: Aquaculture; Poeciliidae; ornamental fish; parasites; histopathology

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 1

Figura 1 – Cortes histológicos de brânquias de *Cyprinus carpio* Koi (piscicultura C)..... 51

Figura 2– Cortes histológicos do intestino de *Cyprinus carpio* Koi (piscicultura C)..... 52

APÊNDICE

Figura 1 – Formulário de acompanhamentos de piscicultura..... 83

Figura 2 – *Trichodina heterodentata* (Duncan, 1977) da superfície corporal: A - em *Xiphophorus maculatus* da piscicultura A; B - em *Hyphessobrycon eques* da piscicultura B 87

Figura 3 – Monogenoide *Dactylogyrus minutus* (Kulwiec (1927) de brânquias de *Cyprinus carpio* Koi..... 87

Figura 4 – Monogenoide *Dactylogyrus extensus* (Mueller e Van, 1932) de brânquias de *Cyprinus carpio* Koi..... 88

Figura 5 – Monogenoide *Diaphorocleidus kabatai* (Molnár, Hanek e Fernando, 1974) de brânquias de *Gymnocorymbus ternetzi*..... 88

Figura 6 – Cestoide *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934 no intestino de *Cyprinus carpio* Koi 89

Figura 7 – Nematoide *Rhabdochona* sp. do intestino de *Gymnocorymbus ternetzi*..... 89

Figura 8 – Branquiúro *Argulus japonicus* Thiele, 1900 da superfície do corpo de *Cyprinus carpio* Koi..... 90

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 1

Tabela 1 - Peso, comprimento total médio dos peixes ornamentais cultivados em pisciculturas de Santa Catarina	42
Tabela 2 - Características das pisciculturas ornamentais, em Santa Catarina	43
Tabela 3 - Índices parasitários dos parasitos tricodinídeos, monogenoides e cestoides nos peixes ornamentais cultivados na piscicultura A	46
Tabela 4 - Índices parasitários dos parasitos <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> , tricodinídeos, monogenoides, digenea e nematoide nos peixes ornamentais cultivados na piscicultura B.....	47
Tabela 5 - Índices parasitários dos parasitos <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> , tricodinídeos, monogenoides, nematoide, cestoe e branquiura nos peixes ornamentais cultivados na piscicultura C	49

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL

Contextualização da piscicultura ornamental no mundo, Brasil e no estado de Santa Catarina.....	17
Aspectos sanitários de peixes ornamentais	19
Patogenias causadas por parasitos em peixes	20
Parasitos de peixes ornamentais cultivados.....	22

JUSTIFICATIVA.....	33
---------------------------	-----------

OBJETIVOS.....	34
OBJETIVO GERAL	34
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	34

CAPÍTULO 1 - Fauna parasitária e histopatologia de brânquias e intestino de peixes ornamentais cultivados	35
Abstract	36
Statement of relevance	36
Highlights.....	37
Introdução	37
Material e Métodos.....	39
Resultados	42
Discussão.....	53
Agradecimentos.....	57
Referências.....	57

CONSIDERAÇÕES FINAIS	67
-----------------------------------	-----------

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO GERAL.....	69
--	-----------

APÊNDICE.....	83
----------------------	-----------

INTRODUÇÃO GERAL

Contextualização da piscicultura ornamental no mundo, no Brasil e no estado de Santa Catarina

As primeiras atividades ligadas ao cultivo de peixes ornamentais são referentes aos anos 384 e 322 a. C., na ocasião em que o filósofo grego Aristóteles descreveu e coletou alguns espécimes de peixes existentes no Mar Egeu, que faz parte do Mar Mediterrâneo. No entanto, historicamente os primeiros estudos sobre o cultivo de peixes aconteceram por volta de 475 a. C. quando foram relatadas formas de se manter peixes da família Cyprinidae, em recipiente tipo bujão (LIMA, BERNARDINO e PROENÇA, 2001).

Desde então, muitas técnicas para o aprimoramento da produção de organismos aquáticos ornamentais vêm sendo conduzidas, e a atividade tem se destacado no cenário internacional, como um setor multimilionário, que atende às necessidades de milhões de aquaristas em todo o mundo. Para muitas nações, particularmente nos países em desenvolvimento, a produção de peixes ornamentais representa grande oportunidade para o incremento de renda (CHAPMAN e FITZ-COY, 1997; MONTICINI, 2010). Anualmente em torno de um bilhão de peixes ornamentais são comercializados, envolvendo mais de 100 países, abrangendo cerca de 4.000 espécies de água doce e 1.400 espécies marinhas (ZUANON, SALARO e FURUYA, 2011).

O volume de exportações aumentou de US\$ 21,5 milhões em 1976 para US\$ 315 milhões em 2007. Singapura se destacou por ser o maior exportador mundial de peixes ornamentais, com US\$ 66,1 milhões, seguido pela Malásia com US\$ 25,3 milhões e República Tcheca com US\$ 23,5 milhões. Em relação aos maiores importadores em 2007 destacam-se, os Estados Unidos com US\$ 43,1 milhões, seguido pelo Reino Unido com US\$ 34,1 milhões e Japão com US\$ 27 milhões (MONTICINI, 2010). Os fatores que estimulam o ingresso de produtores neste mercado são principalmente, o rápido crescimento dos peixes, sua boa adaptação às condições de cativeiro e o auxílio na diminuição da pressão extrativista sobre as espécies de interesse, muitas das quais já ameaçadas de extinção (TLUSTY, 2002; ZUANON, SALARO e FURUYA, 2011).

A piscicultura ornamental brasileira nasceu no estado do Rio de Janeiro em 1922, durante a realização da Exposição da Independência nos pavilhões construídos pelo Governo Federal, posteriormente

transferido para a antiga Universidade do Brasil. Naquele evento, os japoneses exibiram em seu pavilhão mais de 50 espécies de peixes ornamentais, e despertaram interesse dos brasileiros. Shigueiti Takase foi o pioneiro na piscicultura ornamental no Brasil, em 1926 trazendo peixes ornamentais da Ásia, cultivando-os em Petrópolis-RJ. Posteriormente transferiu seu cultivo para a Barra da Tijuca e, anos depois, resolveu se mudar para Belém do Pará e Amazonas, onde continuou a criação de peixes ornamentais (LIMA, BERNARDINO e PROENÇA, 2001; VIDAL JR, 2003).

Atualmente no Brasil, a piscicultura é um dos setores da produção animal que mais cresce, onde se insere a piscicultura ornamental, assumindo também um papel de destaque. Por apresentar diversidade de espécies de peixes ornamentais, o Brasil é reconhecido entre os principais fornecedores de peixes ornamentais de clima tropical. No entanto, a maior produção destes peixes é proveniente de capturas (LIMA, BERNARDINO e PROENÇA, 2001; SANTOS et al., 2014).

A legislação brasileira permite o extrativismo de 180 espécies para fins ornamentais, que abastecem principalmente o mercado externo. O país é o segundo maior exportador da América do Sul e o 17º no mundo, tendo comercializado mais de US\$ 4 milhões em 2005 (PORTZ et al., 2013). Destacam-se os estados do Amazonas e Minas Gerais como grandes fornecedores (GONÇALVES, PEREIRA e MARTIELO, 2013). Somente na Amazônia, de cerca de 2.500 espécies descritas, 1.300 possuem potencial para a aquariofilia (LIMA, BERNARDINO e PROENÇA, 2001). Em 2007, o volume de importações de peixes ornamentais no Brasil foi relativamente baixo, cerca de US\$ 5 milhões de dólares (MONTICINI, 2010).

Com apenas 1,2% do território nacional, apresentando superfícies irregulares e altas montanhas e, ainda variações de temperatura nas diferentes estações do ano, o estado de Santa Catarina em 2011, foi responsável por 53.641,8 toneladas de pescado continental do Brasil (MPA, 2013; SILVEIRA, SILVA e GRAEFF, 2013). Conforme dados do Ministério da Pesca e Aquicultura (2008), o cultivo de peixes ornamentais começou a fazer parte da piscicultura catarinense, sendo registrados 15 estabelecimentos dedicados a atividade no estado. Os dados de produção de peixes ornamentais ainda são escassos em Santa Catarina, uma vez que existem poucos piscicultores envolvidos nesta atividade com registro nos órgãos competentes (TEIXEIRA, 2015). Este mesmo autor ainda relatou que cerca de 20 espécies e 40 variedades de peixes ornamentais são cultivados no estado de Santa Catarina. As espécies de peixes ornamentais mais produzidas são: a

carpa colorida (*Cyprinus carpio* Koi), o kinguio (*Carassius auratus*) e o cascudo-abacaxi (*Megalancistrus parananus*), presente em 55,56%, 10,63% e 9,22% das unidades de cultivo, respectivamente.

Aspectos sanitários de peixes ornamentais

O crescimento da piscicultura tem exigido informações, principalmente, no que diz respeito à biologia, reprodução e possíveis doenças que podem acometer os peixes cultivados. Assim, a ictiopatologia estuda as causas, consequências e tratamento das respectivas doenças dos peixes e estão relacionadas com as diversas áreas do conhecimento, como a microbiologia, a patologia, a limnologia e a toxicologia (LEITE, 1999).

Estudos relatam que, vários agentes patogênicos estão presentes no mundo e no Brasil, como *Ichthyophthirius multifiliis* (MOHAMMADI, MOUSAVI e REZAIE, 2012; BITTENCOURT et al., 2014), *Trichodina* sp. (THILAKARATNE et al., 2003; PANTOJA et al., 2012), Monogenea (IQBAL e HAROON, 2014; MARTINS et al., 2000), Digenea (GJURCEVIC et al., 2007; FERNANDES et al., 2013), Cestoda (SCHOLZ et al., 2015; ALVES et al., 2015), Nematoda (CHANDA et al., 2011; MORAVEC e DIGGLES, 2015), crustáceos Branchiura (LUQUE et al., 2013; KAUR e PANDEY, 2014). O aparecimento de doenças parasitárias em peixes cultivados influencia seu desenvolvimento, na medida em que o parasito depende fisiologicamente e biologicamente de seu hospedeiro. O parasito pode ser oportunista, sendo aquele que aproveita de determinada situação para propagar e causar doenças, ou obrigatório quando utiliza pelo menos um hospedeiro para concluir seu ciclo de vida (PORTZ et al., 2013; TORANZO et al., 2004).

Geralmente, os danos causados ao hospedeiro por doenças parasitárias estão relacionados ao desequilíbrio da relação hospedeiro/parasito/ambiente, que consequentemente ocasionará o aparecimento de sinais clínicos, tais como: intensa produção de muco nas brânquias e superfície corporal dos peixes, apatia, hemorragias no corpo, brânquias ou órgãos internos, nadadeiras erodidas, opacidade ocular, aglomeração na entrada da água ou na superfície da água por dificuldades respiratórias, prurido e mudança de comportamento causada pela irritação estimulada por ectoparasitos (TAVARES-DIAS et al., 1999).

Situações de confinamento animal constituem sempre um fator que favorece o surgimento de doenças (DINIZ e HONORATO, 2012). Neste sentido, os peixes são submetidos ao estresse crônico, resultante, entre outras causas, da alta densidade, manipulação inerente aos cultivos, desinfecções, tratamentos, transporte, reprodução artificial e da degradação da qualidade da água (OBA, MARIANO e SANTOS, 2009; VAL, SILVA e VAL 2004). O estresse que os peixes são submetidos afeta seu sistema imunológico, diminuindo sua capacidade de reação aos micro-organismos patogênicos (LIMA et al., 2006; VAZ et al., 2007).

Os peixes submetidos à condição de estresse têm o desenvolvimento zootécnico afetado negativamente, bem como ocasiona alterações patológicas e morfológicas relacionadas às enfermidades. As alterações morfológicas comprometem as estruturas funcionais, afetando a saúde dos animais. Dessa maneira, a histopatologia é uma técnica utilizada para esclarecer o funcionamento dos tecidos, no que se refere às células e suas correlações, permitindo o diagnóstico de doenças (BERNET et al., 1999; CAVICHIOLO, 2009; SARAIVA, 2006). Por isso, o monitoramento da saúde dos peixes é imprescindível para o bom manejo sanitário da produção, permitindo assim, o diagnóstico antecipado dos parasitos, garantindo a produção de animais saudáveis, evitando perdas nas atividades e possíveis aplicações de tratamentos terapêuticos (MARTINS, GHIRALDELLI e AZEVEDO, 2006; SCHAEGLER, 2010).

Patogenias causadas por parasitos em peixes

O termo patogenia ou patogênese é o mecanismo pelo qual os patógenos agredem o hospedeiro surgindo lesões ou disfunções celulares. O efeito do parasitismo nos peixes depende de vários fatores, como o órgão atingido, o tipo de parasito e a intensidade da parasitose. Os parasitos por definição, alimentam-se à custa dos hospedeiros, gerando portanto, algum prejuízo e provocando algum tipo de ação patogênica. Essa ação nem sempre é fácil de quantificar, podendo ser de difícil percepção, ou ter consequências mais graves em nível de determinado tecido ou de órgãos, resultando no mau funcionamento parcial ou total do órgão, até a morte do hospedeiro (FEIST e LONGSHAW, 2008).

O exame histológico de órgãos é um método frequentemente utilizado para analisar as patogenias causadas por parasitos em peixes (TAKASHIMA e HIBIYA, 1995; GENTEN, TERWINGLE e DANGUY, 2009). Assim, o conhecimento destas patogenias torna-se

necessário para o monitoramento e diagnóstico de alterações teciduais, para o entendimento de suas possíveis correlações com o comportamento dos peixes. Neste sentido, para o conhecimento dos fenômenos histopatológicos, é importante compreender a formação e a estrutura normais dos tecidos e/ ou órgãos (CAVICHIOLO, 2009).

Os principais órgãos utilizados para os estudos histopatológicos em peixes são brânquias, tegumento, olhos, trato digestório, bexiga natatória, fígado, intestino, pâncreas, rim, baço e coração.

As brânquias são de fundamental importância estando envolvidas na manutenção da saúde, absorção de oxigênio e liberação de dióxido de carbono, bem como de resíduos nitrogenados e processos de osmorregulação. Além dessas funções, as brânquias são responsáveis pelo equilíbrio ácido básico e função sensorial na degustação. Assim, elas apresentam uma estrutura delicada e exposta a alterações ambientais. As alterações branquiais frequentemente encontradas são hipertrofia, edema, necrose, descamação epitelial, hiperplasia, fusão das lamelas secundárias, descolamento epitelial e telangiectasia. Dessa forma, qualquer alteração na estrutura branquial afetará a sobrevivência e desempenho dos peixes (CAVICHIOLO, 2009; CAMPOS, MORAES e MORAES, 2011). Podem ser encontradas alterações branquiais provocadas por parasitos, como modificação do epitélio das lamelas primárias e secundárias dos filamentos branquiais, com possível alteração da função respiratória (NALDONI et al., 2009; VELLOSO et al., 2012). Além da hiperplasia do epitélio branquial, presença de células mononucleares envolvidas na resposta inflamatória e focos hemorrágicos também podem ser observados (BARASSA, CORDEIRO e ARANA, 2003; DEZFULI et al., 2003, 2007a).

O fígado é responsável pelo metabolismo do organismo, cujas funções são: produção da bile, síntese de proteína (albumina, fibrinogênio, protrombina), metabolismo de lipídios, carboidratos. Como o funcionamento do fígado é aliado à toxicidade de substâncias, é possível observar alterações como, migração dos núcleos para periferia, atrofia ou hipertrofia celular, vacuolização intensa e focos de necrose, além de infiltração de gordura, congestão nos sinusoides e fibrose (CAVICHIOLO, 2009). Santoro et al. (2013) observaram necrose no fígado de peixes devido a infecções parasitárias por larvas de helmintos. Brito, Pegg e Williams (2011) observaram atrofia dos hepatócitos associada com a intensidade parasitária de cestóides em carpa comum *Cyprinus carpio*.

O sistema digestório dos peixes é composto pelo intestino cefálico, intestino anterior, médio e posterior (SARAIVA, 2006). Estudos relatam que os helmintos parasitos do trato digestório provocam lesões inflamatórias moderadas nos locais de fixação. Existem alguns casos em que os parasitos provocam lesões severas, dependendo da intensidade parasitária como hemorragias e inflamação, resultando em alterações na função gastrointestinal (ALVAREZ-PELLITERO, PALENZUELA e SITJ-BOBADILLA, 2008; BAMIDELE, 2007; MOLNÁR, 2005;).

O baço é o único órgão linfático que ocorre nos peixes teleósteos (ROBERTS, 2001). É constituído por vasos sanguíneos elipsoides com competência para fagocitose, por numerosos eritrócitos e tecido hematopoiético onde se podem observar eritroblastos, eritrócitos, linfócitos e macrófagos. São frequentemente observados centros de melanomacrófagos próximos aos vasos sanguíneos (SARAIVA, 2006). Dezfuli et al. (2007b) observaram baço pálido associado ao estado anêmico do hospedeiro parasitado.

Parasitos de peixes ornamentais cultivados

Ichthyophthirius multifiliis (FOUQUET, 1876)

Este protozoário ciliado ectoparasito obrigatório de peixes, denominado “ictio”, pode ser encontrado no tegumento e nas brânquias de peixes de água doce. É o agente causador da ictiofitiríase ou doença dos pontos brancos, devido aos sinais clínicos característicos, uma vez que os peixes acometidos apresentam inúmeros nódulos arredondados de cor branca, com cerca de 0,1 a 2,0 mm de diâmetro (PORTZ et al., 2013). No caso de infestações massivas, podem se unir formando massas mucosas sobre as brânquias e epitélio. Pode também provocar o surgimento de focos de hemorragia na pele, nadadeiras e brânquias (CHANDA et al., 2011; TAVARES-DIAS, LEMOS e MARTINS, 2010; PÁDUA et al., 2012). Este parasito é responsável por danos consideráveis em peixes de água doce cultivados, em nível mundial, podendo acarretar mortalidade de até 100% (PORTZ et al., 2013). Sua ocorrência é mais evidente em locais onde ocorrem oscilações bruscas de temperatura ou que possuem má qualidade de água (MARTINS et al., 2015).

O ictio apresenta ciclo de vida direto, isto é, para completá-lo é preciso apenas um hospedeiro (IWASHITA e MACIEL, 2013). O parasito na forma trofante aloja-se no tegumento e brânquias do

hospedeiro. Nesta fase, o seu desenvolvimento e a duração do ciclo de vida estão diretamente relacionados à temperatura da água, pois a 22 e 27°C o trofónto atinge a maturidade em 2,5 e 2 dias, respectivamente. Durante esta fase, o parasito se alimenta de secreções, fragmentos de células epidérmicas e sangue do hospedeiro (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 2008). Terminado seu desenvolvimento, o parasito penetra no tegumento do hospedeiro até atingir o meio externo (água), causando lesões e permitindo a entrada para infecções secundárias ocasionadas por outros patógenos. Ao atingir a maturidade (quando passa a ser chamado de tomonete), apresenta forma livre que possui um cisto gelatinoso e fixa-se em plantas aquáticas ou ao substrato. É nessa fase de reprodução assexuada que ocorre a formação de 500 a 1000 células-filha, chamadas de tomites, que se diferenciam em terontes aptos a novamente infectar os hospedeiros (COYNE et al., 2011; ISHIKAWA et al., 2012; PÁDUA et al., 2012). Na fase de teronte, que é a forma infectante, claviforme e ciliada (LUQUE, 2004), seu tempo de vida depende das reservas energéticas e da temperatura da água, uma vez que não infectando os peixes, morrem dentro de 1 a 2 dias (COYNE et al., 2011).

Os sinais clínicos característicos da ictiofitiríase são típicos pontos brancos na superfície do corpo, nadadeiras e brânquias, hemorragias e posterior invasão bacteriana e fúngica, anorexia, peixes aglomerados na entrada da água, emagrecimento e produção excessiva de muco (LUQUE, 2004).

Devido à infestação desse parasito, os hospedeiros tornam-se agitados e muitas vezes esfregam-se nas paredes ou no fundo dos tanques ou aquários e como consequência favorece o aparecimento de lesões teciduais, como dermatites, hiperplasia e, em casos extremos, hemorragias (LOM e DYKOVÁ, 1992). No exame histológico branquial em pacu *Piaractus mesopotamicus*, Pádua et al. (2012) observaram que as lesões neste órgão são as mais preocupantes, por se tratar de um órgão sensível à agressão, uma vez que infestações branquiais massivas induzem a severa hiperplasia epitelial. Carneiro, Cirio e Schorer (2006) analisando as brânquias de peixes, observaram a intensidade das lesões provocadas pelo parasito, favorecendo a diminuição dos espaços interlamelares e consequentemente dificultando as trocas gasosas. Mohammadi, Mousavi e Rezaie (2012) observaram hiperplasia, aneurisma e dermatite em oscar *Astronotus ocellatus* infectado por *Symphysodon discus*.

Infestações ocasionadas por *I. multifiliis* em peixes ornamentais foram registradas em *Carassius auratus*, *Xiphophorus maculatus*, *Poecilia sphenops*, *Pterophyllum scalare*, *Xiphophorus helleri*, *Hyphessobrycon* sp., *Puntius* spp., *Colisa* sp., *Cyprinus carpio*, *Betta splendens* e *Astronotus* spp. (THILAKARATNE et al., 2003). Nos seguintes estudos também foi observada a ocorrência do ictio em *Carassius auratus* (CHANDA et al., 2011; IQBAL e HUSSAIN, 2013; IQBAL e HAROON, 2014), em peixes ornamentais da família Characidae, Cichlidae, Cyprinidae, Belostomatidae e Poeciliidae (KIM et al., 2002) e em *C. auratus* (IQBAL et al., 2013).

No Brasil, infestações por *I. multifiliis* já foram relatadas em *P. sphenops*, *Paracheirodon axelrodi*, *X. maculatus*, *X. helleri* e em seis espécies de peixes ornamentais coletados no médio Rio Negro, estado do Amazonas (GARCIA et al., 2009; TAVARES-DIAS, LEMOS e MARTINS, 2010; PORTZ et al., 2013). Foi observado em *Oxydoras niger* que 70,3% dos espécimes coletados do rio Solimões estavam parasitados por ictio (AMO et al., 2011). Resultados semelhantes foram relatados em *Osteoglossum bicirrhosum* e *Astronotus ocellatus* (TAVARES-DIAS, SOUZA e NEVES, 2014), *Hemibrycon surinamensis* (HOSHINO, HOSHINO e TAVARES-DIAS, 2014) e *Paracheirodon axelrodi* (TAVARES-DIAS, BRITO e LEMOS, 2009). Aguinaga et al. (2015) descreveram ainda a prevalência e distribuição sazonal deste parasito em ciclídeos ornamentais amazônicos.

Tricodinídeos

Os tricodinídeos são protozoários ciliados que podem ser encontrados na superfície do corpo e brânquias de peixes de cultivo de água doce e marinhos. No entanto, algumas espécies podem ser endoparasitas, encontrados na bexiga urinária e intestino dos peixes (PORTZ et al., 2013). Apresenta formato de sino achatado, macronúcleo em forma de ferradura e podem medir de 20 a 180 µm de diâmetro. No centro do corpo apresenta um disco adesivo, formado por uma coroa de dentículos (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 2008). Os tricodinídeos apresentam o ciclo de vida monoxeno e se reproduzem rapidamente principalmente por fissão binária. Apresenta transmissão horizontal, por contato direto ou por água contaminada do parasito para novos hospedeiros. Outra importante fonte de contaminação são os utensílios utilizados nas pisciculturas (MARTINS et al., 2015).

Em condições normais, podem ser encontrados em tanques de pisciculturas. Entretanto, proliferam-se quando há excesso de material

em decomposição, ocasionando grande intensidade parasitária (PALM e DOBBERSTEIN, 1999). Os peixes infestados por este parasito tornam-se debilitados, nadando na superfície da água, além de apresentarem uma tênua camada cinzenta-azulada à superfície do corpo e excesso de muco. Nos casos de infestação de grande intensidade, em decorrência da aderência e movimentação, esses parasitos provocam lesões nos filamentos branquiais e no tegumento (IWASHITA e MACIEL, 2013; ONAKA et al., 2009).

Estudos histopatológicos associados a esta infestação parasitária descrevem alterações teciduais como hiperplasia epitelial, produção excessiva de muco, petéquias, edema e/ou infiltrado inflamatório. Lesões estas que frequentemente abrem porta de entrada para infecções secundárias por fungos e bactérias (ABDEL-BAKI et al., 2011; YEMMEN, QUILICHINI, KTARI, 2010; YEMMEN, KTARI e BAHRI, 2011). Em casos mais graves, pode ocorrer necrose da epiderme e erosão das nadadeiras e quando em pequeno número agem como ectocomensais, alimentando-se de algas, bactérias e pequenas partículas em suspensão na água (MARTINS, GHIRALDELLI, AZEVEDO, 2006; PORTZ et al., 2013).

Os tricodinídeos são considerados agentes parasitários que mais acometem peixes em nível mundial (JERÔNIMO et al., 2012). Em peixes ornamentais, os tricodinídeos foram descritos em *Puntitus tetrazona* (KIM et al., 2002), *P. reticulata*, *C. auratus*, *X. maculatus*, *P. sphenops*, *Puntius spp.*, *P. scalare*, *B. splendens*, *Hyphessobrycon sp.*, *X. helleri*, *Colisa sp.* e *C. carpio* (THILAKARATNE et al., 2003; WHITTINGTON e CHONG, 2007). Kayis et al.(2013) registraram a prevalência destes parasitos em *A. ocellatus*, *C. auratus*, *Symphodon discus*, *B. splendens*, *P. reticulata*, *Cichlasoma nigrofasciatum*, *Labidochromis caeruleus*, *P. scalare*, *P. sphenopse* *Heros efasciatus*. Iqbal et al. (2013) também contribuíram com estudos desse parasito em *C. auratus*.

Estudos realizados no Brasil registraram a ocorrência de tricodinídeos em *Carnegiella strigata*, *Carnegiella martae* e *N. eques* (TAVARES-DIAS, LEMOS e MARTINS, 2010). No estudo realizado por Piazza et al. (2006), observou-se tricodinídeos em *X. helleri*, *X. maculatus*, *P. sphenops*, *B. splendens* e *C. auratus*. Também relatados em *X.helleri* e *X. maculatus* (GARCIA et al., 2009), *Helostoma temminckii* e *C. auratus* (MARQUES, ARAUJO e THOMÉ, 2015), *Hoplosternum littorale* (PINHEIRO et al., 2013), *X. maculatus*, *C. auratus* e *P.reticulata* (MARTINS et al., 2012), ciclídeos ornamentais

(AGUINAGA et al., 2015), *C. auratus*, *B. splendens* e *P. reticulata* (PORTZ et al., 2013; IQBAL e HAROON., 2014).

Monogenea

Os monogenoides são em sua grande maioria ectoparasitos, frequentemente encontrados parasitando as brânquias e superfície do corpo, mas podem, entretanto, localizar-se nas cavidades nasais, sistema urinário, bexiga natatória, vesícula biliar e também no estômago dos peixes (BOEGER e VIANA, 2006; COHEN, 2013). Algumas espécies podem ser endoparasitas de peixes, quelônios e anfíbios. Esse parasito caracteriza-se principalmente pela presença do háptor, aparelho de fixação localizado geralmente na parte posterior do corpo, constituído por ganchos, barras e âncoras, utilizados para fixação no hospedeiro (IWASHITA e MACIEL, 2013; JERÔNIMO et al., 2011).

Esses parasitos alimentam-se das camadas superficiais do epitélio da pele e das brânquias, causando irritação nos locais de infestação. Consequentemente, os peixes alteram seu comportamento, nadam de forma desorientada chocando-se contra as paredes do tanque, a fim de livrar-se dos parasitos. Desta forma, permite possíveis ferimentos e infecções secundárias por bactérias e fungos (MARTINS e ROMERO, 1996; PORTZ et al., 2013).

Quando adultos, os monogenoides apresentam o formato do corpo alongado, ovoidal ou circular, medindo cerca de 1 mm a 3 cm. São parasitos hermafroditas e apresentam o ciclo de vida monoxeno, pelo qual reproduzem-se rapidamente. Infestações massivas geralmente estão relacionadas ao alto adensamento de peixes em sistemas de cultivo, contribuindo com uma condição ótima para sua proliferação (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 2008).

Nas famílias Dactylogyridae e Gyrodactylidae, incluem-se a maioria de espécies de monogenoides de peixes de água doce no Brasil. Os monogenoides da família Dactylogyridae são ovíparos, pois eliminam os ovos na coluna d' água. Estes ovos comumente, possuem um ou mais filamentos que servem como âncoras para se fixar à mucosa das brânquias dos hospedeiros até a eclosão. Posteriormente, são liberadas as larvas, denominadas de oncomiracídeos, que invadem o hospedeiro e migram para o sítio de instalação (THATCHER, 2006). Os representantes da família Gyrodactylidae são vivíparos, isto é, no útero do indivíduo adulto é possível encontrar outro indivíduo com características morfológicas semelhantes a este e assim sucessivamente, podendo atingir quatro gerações no mesmo animal. Os monogenoides

são transmitidos ao peixe pelo contato direto entre os animais ou contato indireto por meio do substrato, ou ainda pelas correntes de água (BUCHMANN e LINDENSTROM, 2002; TAKEMOTO et al., 2004).

A presença deste parasito nas brânquias pode provocar alterações branquiais, tais como: hiperplasia celular, hipersecreção de muco, focos hemorrágicos e além da desorganização estrutural das lamelas (CAMPOS, MORAES e MORAES, 2011; JERÔNIMO et al., 2014). Em alguns casos pode ocorrer fusão das lamelas dos filamentos branquiais que compromete o funcionamento desse órgão, ocasionando morte por asfixia. Quando fixados no tegumento, há lesões de gravidade pouco acentuada, variável com a espécie, podendo verificar-se necrose das células, destruição de escamas e secreção abundante de muco. Os ferimentos determinados pelo háptor dos parasitos facilitam a instalação de agentes secundários, como fungos e bactérias, provocando prejuízos mais importantes do que os determinados pelo próprio parasito (MORAES e MARTINS, 2004).

Mundialmente, esses parasitos causam sérios prejuízos, Chanda et al. (2011) relataram a ocorrência dos gêneros *Dactylogyrus* e *Gyrodactylus* em *Carassius auratus*. Rubio-Godoy et al. (2010) registraram a ocorrência de monogenético do gênero *Gyrodactylus* em poecilídeos. Nesse mesmo hospedeiro, foram observadas seis espécies de monogenoides (MOUSAVI et al., 2009) e uma espécie deste parasito em *A. ocellatus* (MOUSAVI et al., 2013). IQBAL e HUSSAIN (2013) constataram alta prevalência de monogenético em *C. auratus*. Adicionalmente, Agrawal, Tripathi e Pandey, (2010), relataram três espécies do gênero *Heteronchocleidus* em *Colisa fasciata*.

Piazza et al. (2006) observaram que esse grupo de parasito é o mais estudado no Brasil. Infestações por monogenoides foram relatadas em *X. maculatus*, *X. helleri*, *B. splendens*, *P. sphenops*, *C. auratus* e *Gymnocorymbus ternetzi* (GARCIA et al., 2009; PORTZ et al., 2013). Eiras et al. (2011) descreveram a ocorrência desse parasito em *X. helleri*, *B. splendens*, *P. reticulata*, *Macropodon opercularis*, *Trichogaster trichopterus*, *P. axelrodi* e *Puntius conchoniui*. Há estudos que reportam a presença de monogenoides em *P. axelrodi* (TAVARES-DIAS, BRITO e LEMOS, 2009), *Hyphessobrycon copelandi*, *C. strigata*, *C. martae*, *Ancistrus hoplogenyis*, *N. eques* e *Plerophyllum scalare* (TAVARES-DIAS, LEMOS e MARTINS, 2010), *Moenkhausia sanctaefilomenae*, *C. strigata*, *Chilodus punctatus*, *Astyanax bimaculatus* (FUJIMOTO et al., 2013) e em *Lasiancistrus saetiger*, *Peckoltia oligospila* e *Leporacanthicus galaxias* (FUJIMOTO et al., 2014).

Digenea

Os digenéticos ou vermes em forma de folha, tanto na forma larval como adulta, podem ser encontrados parasitando peixes. Quando adultos vivem no intestino, embora possam ser encontrados na cavidade visceral, no interior de órgãos como a vesícula biliar e gônadas, no sistema circulatório e tecido subcutâneo dos peixes. Na fase larval, são encontrados na forma de cisto em várias regiões, como na musculatura, sistema nervoso, gônadas, olhos e outros órgãos (PORTZ et al., 2013). Caracterizam-se por possuírem ciclo de vida complexo, tendo quase sempre moluscos como hospedeiros intermediários obrigatórios envolvendo no mínimo dois hospedeiros. As fases do ciclo de vida incluem ovo, miracídeo, esporocisto, rédia, cercária, metacercária, que é a forma larval encontrada livre ou encistada nos órgãos ou musculatura dos peixes (THATCHER, 2006).

Exibem quase sempre duas ventosas, a anterior apresentando a boca, e outra, o acetábulo ou ventosa ventral, localizado na região ventral. Podem atingir menos de 1 mm até vários centímetros de comprimento com formato do corpo achatado e ovoidal. Quase todas as espécies de digenéticos que acometem peixes de água doce são hermafroditas. Apesar de existir grande número de espécies que parasitam peixes, os digenéticos parecem não determinar, de um modo geral, prejuízos importantes para peixes de cultivo ou aquários (PORTZ et al., 2013).

A penetração das cercárias na superfície do corpo, nadadeiras, cavidade bucal e brânquias, bem como a migração das larvas até os olhos, podem causar lesões e hemorragias em vários tecidos. Em caso de altas taxas de infecção, pode causar exoftalmia, deslocamento da retina, opacidade do cristalino, cegueira e até a morte (IWASHITA e MACIEL, 2013).

Quando alojados no sistema circulatório, pode ocorrer obstrução da corrente sanguínea branquial, com necrose tecidual e dificuldade respiratória, além de perfuração do tecido branquial, resultando em hemorragia extensa (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 2008). Fujimoto et al. (2014) comentaram que as brânquias podem mostrar pequenas alterações histológicas como, edema e telangiectasia, relacionadas à presença desse parasito (HICKIS e STEELE, 2003; SHAREEF e ABIDI, 2012). Além disso, é possível observar alterações como hiperplasia e fusão das lamelas branquiais (OMRANI, MOUSAVI e SHARIFPOUR, 2010).

A maioria das espécies descritas é proveniente da Europa, Ásia, América do Norte e algumas poucas da América do Sul (PORTZ et al., 2013). Mehrdana et al. (2014) relataram metacercárias do gênero *Centrocestus* sp. em *X. maculatus*. Examinando esse mesmo hospedeiro, Omrani, Mousavi e Sharifpour (2010), observaram a ocorrência do *Ascocotyle tenuicollis* e Thilakaratne et al. (2003) a presença de digenéticos em *P. reticulata*, *C. auratus*, *X. maculatus*, *P. sphenops*, *P. scalare*, *X. helleri*, *Hyphessobrycon* sp., *Capoeta* sp. e *Puntius* spp., *Colisa* sp. Por sua vez, Gholami et al. (2011) relataram pela primeira vez uma espécie de digenético em *Aphanius dispar* no Irã.

Tratando-se de peixes ornamentais, metacercárias de digenéticos do gênero *Ascocotyle* foram as mais dominantes no Brasil. Este parasito foi observado em *X. maculatus*, *X. helleri*, *B. splendens* e *G. ternetzi* (PORTZ et al., 2013). Alves, Luque e Paraguassu, (2001) encontraram metacercárias em *P. scalare*. Enquanto que metacercária de *Ascocotyle* foram observadas parasitando *X. maculatus*, *X. helleri*, *B. splendens*, *P. conchoni*, *C. auratus* e *G. ternetzi* (PIAZZA et al., 2006), em peixes ornamentais comercializados em Florianópolis, Santa Catarina.

Cestoda

Os representantes deste grupo são endoparasitos, conhecidos popularmente como tênias. Na fase adulta habitam o sistema digestório dos hospedeiros. São característicos por não apresentarem o sistema digestório e, devido a este fato, se desenvolvem onde o alimento se encontra digerido e pronto para absorção. Já as larvas podem ser encontradas na musculatura, cavidade visceral e órgãos internos. Possuem o corpo em forma de fita, constituído por segmentos chamados proglótides. Seu tamanho varia de milímetros até vários metros de comprimento. Os cestóides são constituídos pelo estróbilo, conjunto dos proglotes, e pelo órgão de fixação, o escólex (THATCHER, 2006).

Seu ciclo de vida é heteroxeno e varia conforme as famílias dos parasitos. Ovos localizados no interior dos segmentos são liberados com as fezes do hospedeiro definitivo. Após a eclosão dos ovos, ocorre liberação das larvas ciliadas, chamadas coracídios, prontas para infectar o hospedeiro intermediário, comumente um copépode. No copépode, desenvolve-se a primeira fase larval, o procercoide. Quando o peixe ingere o copépode contendo as larvas procercoide, pode se tornar um hospedeiro intermediário paratênico ou definitivo. Em ciclos de vida complexos, os peixes atuam como hospedeiros intermediários e as aves e mamíferos como definitivos. Nesta situação, a larva procercoide se

desenvolve em larva pleroceroide no hospedeiro intermediário (IWASHITA e MACIEL, 2013).

Os sinais clínicos provocados pelos cestoides são difíceis de serem percebidos, pois estão associados com a espécie e o número de parasitos, com a espécie e fase de desenvolvimento do hospedeiro. Entretanto, podem provocar alterações do ponto de vista histológico. Quando adultos, podem provocar oclusão parcial ou total do intestino, provocado pela alta infecção do parasito, além de causar descamação e necrose na parede intestinal. No que se refere às larvas, chamadas de plerocercoides, em peixes atuam como hospedeiro intermediário podendo provocar hemorragias temporárias no intestino. Em alguns casos, podem formar cistos na parede intestinal, no mesentério ou superfícies dos órgãos internos (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO; 2008 TAKEMOTO et al., 2004).

Há descritas 116 espécies de cestoides em peixes de água doce, incluindo peixes ornamentais (EIRAS et al., 2011). Evans e Lester (2001) examinaram a ocorrência desse patógeno em peixes ornamentais, *P. reticulata*, *X. maculatus*, *Paracheirodon innesi*, *P. axelrodi* e *Gyrinocheilus aymonieri*. Em *C. carpio* foi registrado pela primeira vez a presença de cestóide por Molnár et al. (2003), posteriormente, Daniela, Oprea e Carmen, (2008) também registraram a ocorrência do parasito no mesmo hospedeiro. Em peixes de estabelecimento comercial de aquários, Piazza et al. (2006), relataram cestoides em *X. maculatus*, *X. helleri*, *P. sphenops*, *B. splendens*, *P. conchoni*, *C. auratus* e *G. ternetzi*.

Nematoda

Os representantes deste grupo são metazoários, triploblásticos, pseudocelomados apresentando sistema digestório em geral completo. São caracterizados por um corpo cilíndrico, alongado, fusiforme, ou filiforme, além de apresentar cutículas bem desenvolvidas. Apresentam dimorfismo sexual, a fêmea é maior e possui uma cauda simples, enquanto que o macho geralmente é menor e pode apresentar cauda recurvada ou espiralada, variando o número de papilas genitais. O tamanho do corpo pode variar de alguns milímetros até vários centímetros. São parasitos comuns em peixes de água doce e parasitam praticamente todos os órgãos dos peixes, tanto na forma adulta como larval. As larvas podem ser encontradas encistadas no músculo, fígado, superfície das vísceras, intestino, cavidade visceral. Na fase adulta parasitam o trato intestinal. A grande maioria das espécies necessita de

hospedeiro intermediário, invertebrado como crustáceos (copépodes e isópodes), oligoquetas e larvas de insetos. Os hospedeiros definitivos podem ser peixes, aves e, em alguns casos, até o homem. (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 2008).

Podem causar danos aos hospedeiros, dependendo da espécie, do órgão parasitado e do número de parasitos. Geralmente ocorre edema, necrose, inflamação localizada e formação de granulomas. Quando em intensidades elevadas, é possível também obstrução intestinal (IWASHITA e MACIEL, 2013; TAKEMOTO et al., 2004).

Em peixes ornamentais, foram registrados nematoides do gênero *Capillaria* spp. em *P. reticulata*, *C. auratus*, *X. maculatus*, *P. sphenops*, *P. scalare*, *X. helleri*, *H. species*, *Puntius* spp., *Colisa* sp., *C. carpio*, *B. splendens* e *Astronotus* spp. (CHANDA et al., 2011; THILAKARATNE et al., 2003). Observados também em *P. reticulata*, *X. maculatus*, *P. innesi*, *P. axelrodi* e *G. aymonieri* (EVANS e LESTER, 2001). No Irã, Rahmati-holasoo et al. (2010) descreveram o primeiro relato de infestação deste parasito em peixes ornamentais. Nematoides foram encontrados parasitando o intestino de *Symphysodon* spp. cultivados em fazendas na região central da Tailândia (MORAVEC e LAOPRASERT, 2008). Já em *Aequidens tetramerus* foi relatada a presença de larvas de nematoides, sendo amplamente distribuída na bacia do rio Amazonas, no Peru, Colômbia, Equador, Bolívia, Guiana, Guiana Francesa, Venezuela e Colômbia (TAVARES-DIAS, SOUZA e NEVES, 2014).

Menezes et al. (2006) relataram edema, descamação na mucosa e infiltrado inflamatório por *Camallanus cotti* em *B. splendens* e *P. reticulata*. Acosta e Silva (2015) observaram pela primeira vez o nematoide *Hysterothylacium* sp. em *Hyphessobrycon eques*. Moreira et al. (2009) examinaram espécimes de *M. lippincottianus* do rio Alto do Paraná e registraram quatro espécies de nematoides. Hoshino e Tavares-Dias (2014) também observaram larvas de nematoides em *M. lippincottianus*. Adicionalmente, outros estudos relataram a infecção em *X. maculatus*, *X. helleri*, *P. sphenops*, *Macropodus opercularis*, *T. tricopterus*, *B. splendens*, *P. conchoniui*, *C. auratus* e *G. ternetzi* (EIRAS et al., 2011; MARTINS et al., 2007; TAVARES-DIAS, LEMOS e MARTINS, 2010).

Branquiura

São pequenos crustáceos ectoparasitos de peixes, com formato ovoide e côncavo. A superfície ventral da carapaça e do tórax é provida

de espinhos com apoio para fixação. A primeira antena e ambos os pares de maxilas são adaptados para se prender no peixe. Parasitam cavidades das brânquias e os tecidos de revestimento dos peixes. Medem de 3 a 30 mm de comprimento (TAKEMOTO et al., 2004; THATCHER, 2006). Parasitam o tegumento, podendo ser encontrados na boca e na cavidade branquial. Por apresentar capacidade de nadar e ficar por um longo período na coluna d'água, em alguns casos, pode mudar de hospedeiro. O ciclo de vida é direto, as fêmeas colocam os ovos em substratos como pedras e plantas (LUQUE, 2004).

Os peixes parasitados mostram-se agitados e passam a nadar de modo violento e errático, raspam-se contra as paredes do tanque ou outros objetos na tentativa de livrarem-se dos parasitos. Em altas infestações, podem causar lesões, comprometendo os músculos, camadas epidérmicas e dérmicas da pele. A patogenia pode ser resumida em efeitos inflamatórios, lesões ulcerativas, hipersecreção de muco e anemias (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 2008).

Infestações causadas por branquiúros foram observadas pela primeira vez em *C. auratus* e *C. carpio* no Kerman no sudeste do Irã (MIRZAEI e KHOVAND, 2015). Faz-se necessário salientar que, Al-Dulaimi (2010), Chanda et al. (2011) e Iqbal et al. (2013), relataram ocorrência deste patógeno em *C. auratus*. Este parasito também foi encontrado em *M. lippincottianus*, *H. surinamensis*, *Acestrorhynchus falcatus* e *Acestrorhynchus falcirostris*, coletados na bacia do Igarapé em Fortaleza, Estado do Amapá (HOSHINO e TAVARES-DIAS, 2014). Hoshino, Hoshino e Tavares-Dias (2014) observaram baixa prevalência deste parasito em *H. surinamensis* coletados do Rio Amazonas, entre outros trabalhos desenvolvidos por Thilakaratne et al. (2003) em *X. maculatus* e Toksen (2006) em *A. ocellatus*.

JUSTIFICATIVA

No Brasil são poucas as descrições de fauna parasitária de peixes ornamentais cultivados, bem como a patogenia causada pelos parasitos em seus hospedeiros. Essas informações são necessárias para que se possa garantir a produção de animais saudáveis, servindo de subsídio para evitar perdas na atividade. Sabe-se ainda que a prática de introdução de espécies exóticas é frequente na aquariofilia e pode ser responsável pela disseminação de parasitos colocando em risco a população dos peixes cultivados. Além disso, situações de estresse em ambiente de cultivo resultam em consequências deletérias, tais como redução no desempenho, aparecimento de doenças e alterações morfológicas que comprometem estruturas teciduais vitais dos peixes. Porém, para o hospedeiro avançar para respostas terciárias, ou seja, para que estas alterações reflitam em lesões macroscópicas visíveis, o peixe geralmente se encontra debilitado, pois demanda muito tempo desde o momento da infecção pelo patógeno, até o surgimento destes sinais. Contudo, com o material submetido a estudo microscópico, pelas análises de rotina, pode-se chegar a um diagnóstico prévio. Neste contexto, a detecção de parasitos e as alterações histológicas nos hospedeiros pela ação dos parasitos, funcionam como ferramenta segura para observar o estado de saúde dos animais. Assim, o monitoramento e diagnóstico de alterações teciduais, bem como suas possíveis correlações com o desempenho dos peixes, devem ser realizados.

OBJETIVOS

OBJETIVO GERAL

Estudar os parasitos de peixes ornamentais cultivados no estado de Santa Catarina, utilizando a histologia como ferramenta para monitorar e diagnosticar alterações teciduais ocasionadas pelos parasitos.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Nos peixes ornamentais: identificar e caracterizar a fauna parasitária.
- Estabelecer localizações preferenciais das espécies parasitas nos órgãos dos peixes ornamentais.
- Estabelecer os índices parasitológicos, prevalência e intensidade média de infecção por parasitos.
- Descrever as alterações teciduais ocasionadas pelos parasitos.
- Relacionar o diagnóstico de rotina de manejo adotado nas pisciculturas analisadas por meio de aplicação de formulário para identificar pontos críticos e fatores de risco de enfermidades na piscicultura ornamental.

CAPÍTULO 1

Fauna parasitária e histopatologia de peixes ornamentais de água doce cultivados

Parasitic fauna and histopathology of farmed freshwater ornamental fishes

Monyele Acchile Santos¹, Lucas Cardoso¹, Karen Roberta Tancredo¹, Paula Brando Medeiros¹, Eduardo Luiz Tavares Gonçalves², Guilherme da Costa Assis³, Gabriela Tomas Jerônimo⁴, Maurício Laterça Martins¹

¹Laboratório AQUOS – Sanidade de Organismos Aquáticos,
Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias,
Universidade Federal de Santa Catarina, Rodovia Admar Gonzaga,
1346, 88040-900, Florianópolis, SC, Brasil

²Instituto Federal de Santa Catarina, Campus São Carlos, Rua Aloisio Stoffel, 1271, 89885-000, Jardim Alvorada, São Carlos, SC, Brasil

³Piscicultura Vale dos Bettas, Estrada geral Sorocaba de fora s/n,
88160-000, Biguaçu, SC, Florianópolis, Brasil.

⁴Pós-Graduação em Aquicultura, Universidade Nilton Lins / INPA, Av.
Nilton Lins 3259, 69058-030, Manaus, AM, Brasil

Abstract

The ornamental fish farming is appreciated and represents a consolidated market over the world. However, situation of confinement constitutes a factor that favors the disease occurrence. This study aimed to report the parasitic fauna of ornamental fish from three facilities in Southern Brazil, as well as to observe the pathogenesis caused by the parasites. Between May 2015 and February 2016, a total of 781 ornamental fishes were used for parasitological and histopathological analysis. From each facility, the water quality was measured in fish ponds. Ciliate protozoan *Ichthyophthirius multifiliis*; *Trichodina* sp.; the monogeneans *Dactylogyrus extensus*, *D. minutus* and *Diaphorocleidus kabatai*; metacercariae of digeneans; cestode *Bothriocephalus acheilognathi*; nematode *Rhabdochona* sp. and the branchiuran *Argulus japonicus*, were found in the examined specimens. The greatest prevalence rate (45%) and mean intensity (3.7 ± 2.0) was observed in the gills of *Gymnocorymbus ternetzi* parasitized by *Diaphorocleidus kabatai*, followed by the protozoan parasite *Ichthyophthirius multifiliis* on the body surface of *Xiphophorus maculatus* with 40% prevalence and mean intensity 1.0 ± 0.0 . Histopathological analysis showed epithelial interlamellar hyperplasia of the secondary lamellae, partial fusion of the secondary lamellae, telangiectasia, justalamellar edema and eosinophilic inflammatory infiltrate. The intestine showed necrosis in the submucosa, intestinal obstruction and lymphoeosinophilic inflammatory infiltrate. It is important to know the parasitic fauna of farmed fish and the pathogenesis caused by the parasites in order to ensure the fish production and health of the hosts.

Keywords: Characidae; Cyprinidae; Poeciliidae; ornamental fish; parasites; histopathology

“Statement of relevance”

A produção de peixes ornamentais como atividade consolidada no mundo enfrenta problemas de doenças infecciosas e parasitárias que culminam em mortalidades e perdas econômicas. Neste sentido, para garantir a produtividade na piscicultura, o monitoramento da saúde dos peixes deve ser enfatizado. A fauna parasitária e a análise histopatológica são utilizadas como ferramentas importantes para o diagnóstico de lesões teciduais.

“Highlights”

- Diagnóstico parasitológico e histopatológico em peixes ornamentais cultivados.
- Foram observados ectoparasitos *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina heterodontata*, *Dactylogyrus extensus*, *D. minutus*, *Diaphorocleidus kabatai* e *Argulus japonicus*.
- Metacercária de Digenea, *Bothriocephalus acheilognathi* e *Rhabdochona* sp. foram relatados.
- Hiperplasia e fusão das lamelas secundárias nos peixes parasitados por *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina* sp., *Dactylogyrus extensus*, *D. minutus*, *Diaphorocleidus kabatai* foram observados.

1. Introdução

A piscicultura é um dos setores da produção animal que mais cresce atualmente, com destaque para a piscicultura ornamental (Santos et al., 2014). Conforme Lima et al. (2001), o Brasil é reconhecido entre os principais fornecedores de espécies ornamentais, no entanto a maior produção destes peixes é proveniente de capturas. Entretanto, os peixes oriundos do extrativismo são exportados, enquanto que o mercado interno é abastecido principalmente por espécimes de águas continentais alóctones, produzidas em cativeiro (Nottingham e Ramos, 2006). Em 2007, o volume de importações de peixes ornamentais no Brasil foi relativamente baixo, rendendo cerca de US\$ 5 milhões de dólares (Monticini, 2010). Os fatores que estimulam o ingresso de produtores neste mercado são, principalmente, o rápido crescimento destes organismos, a sua boa adaptação às condições de cativeiro e o auxílio na diminuição da pressão extrativista sobre as espécies de interesse, muitas das quais já ameaçadas de extinção (Tlustý, 2002; Zuanon e Salaro, 2011).

A intensificação da piscicultura tem levado a ocorrência de parasitoses gerando interferência no equilíbrio do sistema hospedeiro/parasito/ambiente (Jerônimo et al., 2012), que pode comprometer a saúde dos peixes cultivados (Portz et al., 2013). Essa tríade é facilmente desestabilizada com a proliferação dos parasitos em ambientes confinados, devido aos altos níveis de compostos nitrogenados na ração, aumento da densidade de estocagem, qualidade

de água imprópria, manipulação inadequada inerente aos cultivos e ao transporte (Garcia et al., 2003; Giorgiadis et al., 2001; Eiras, 2004).

A ação patogênica de diferentes espécies de parasitos, em especial aquelas que causam profundas lesões em seus hospedeiros, tem sido objeto de estudo, principalmente em peixes de interesse econômico (Lom e Dyková, 1992). Dependendo do modo de fixação do parasito no seu hospedeiro, podem haver lesões teciduais locais ou generalizadas (Khan, 2012). Estudos revelam que o *Ichthyophthirius multifiliis* (Mohammadi et al., 2012), *Trichodina* sp. (Yemmen et al., 2011), Monogenoides (Fujimoto et al., 2014), Digenéticos (Omran et al., 2010), Nematoides (Menezes et al., 2006), Cestoides (Dezfuli et al., 2011) e branquiúros (Saha e Bandyopadhyay, 2015), são capazes de causar danos teciduais aos peixes ornamentais.

Neste contexto, o monitoramento da saúde dos peixes pode garantir o diagnóstico precoce dos patógenos e das alterações teciduais nos hospedeiros ocasionadas pela ação dos parasitos. O exame histológico de órgãos de peixe é uma importante ferramenta para o diagnóstico rápido e viável (Genten et al., 2009; Takashima e Hibiya, 1995). É importante conhecer a estrutura normal do tecido para comparar com lesões resultantes da presença de patógenos e/ou condições inadequadas de cultivo (Cavichiolo, 2009). As alterações branquiais, por exemplo, frequentemente encontradas são hipertrofia, edema, necrose, descamação epitelial, hiperplasia, fusão das lamelas secundárias e telangiectasia. (Cavichiolo, 2009; Campos et al., 2011). Helminthos parasitos do trato digestório provocam reações inflamatórias nos locais de fixação. Dependendo da intensidade parasitária é possível a observação de hemorragia intestinal, inflamação, resultando em alterações na função gastrointestinal (Alvarez-Pellitero et al., 2008; Bamidele, 2007; Dezfuli et al., 2007, 2011; Molnár, 2005).

O objetivo deste estudo foi relatar a fauna parasitária de peixes ornamentais cultivados em três pisciculturas no Sul do Brasil e observar as possíveis patologias ocasionadas pelos parasitos.

2. Material e Métodos

2.1. Coleta dos peixes

Foram realizadas coletas trimestrais entre maio de 2015 e fevereiro de 2016, um total de 781 peixes ornamentais foi coletado em três propriedades situadas no Estado de Santa Catarina, Brasil: piscicultura A (PA) (26° 22' 12" S 48° 43' 20" W), piscicultura B (PB) (27° 29' 39" S 48° 39' 20" W) e piscicultura C (PC) (26° 49' 24" S 49° 16' 18" W).

Os peixes ornamentais foram coletados com rede e mantidos vivos em sacos de plástico, posteriormente transportados para o laboratório para análise parasitológica e histopatológica (conforme o Comitê de Ética no Uso de Animais CEUA / UFSC PP00928).

Em cada coleta, a qualidade da água foi medida: transparência com disco de Secchi, amônia e pH medidos com kit comercial Hanna (HI 38049, São Paulo, Brasil), oxigênio dissolvido, temperatura da água e salinidade medidos com multiparâmetro Hanna (HI 9828, São Paulo, Brasil).

2.2 Aplicação do questionário

Trimestralmente e junto às coletas de peixe, foi oferecido aos proprietários das fazendas um formulário de acompanhamento de pisciculturas para obtenção de dados importantes referentes ao manejo aplicado, qualidade da água de cultivo e ocorrência de mortalidade.

2.3 Análise parasitológica

Em laboratório, depois de rápida anestesia em eugenol (75 mg.L⁻¹) e eutanásia por concussão cerebral, foi realizada observação macroscópica do corpo e órgãos dos animais para verificar alterações causadas por patógenos. Seguindo as orientações de Jerônimo et al. (2013) foi realizado raspado e prensado do muco da superfície corporal e dos fragmentos dos órgãos internos (brânquia, baço, fígado, coração e cérebro) com solução fisiológica 0,65%, e analisadas com auxílio de microscópio óptico comum. Os olhos foram avaliados em placa de Petri com soro fisiológico sob estereomicroscópio. As brânquias foram retiradas, colocadas em frascos e banhadas com água a 55°C, agitadas e seu conteúdo fixado em álcool 70%.

Os parasitos foram quantificados de acordo com Jerônimo et al. (2016) estabelecendo-se as taxas de prevalência e intensidade média, calculados de acordo com Bush et al. (1997).

Os tricodinídeos encontrados por meio do raspado de muco e brânquias, foram processados conforme método de Klein (1958) e identificados segundo Pádua et al. (2012), Valladão et al. (2013) e Dove e O'Donoghue (2005). Os monogenídeos coletados foram preparados em meio Hoyer's entre lâmina e lamínula para estudo das estruturas esclerotizadas como ganchos, âncoras, barras do háptor e complexo copulatório (Eiras et al., 2006), posteriormente identificados segundo Mueller e Van (1932) e Kulwiec (1927). Para o estudo morfológico dos cestóides seguiu-se a metodologia de Eiras, Takemoto e Pavanelli (2006) com sequência de coloração pelo processo regressivo e identificados segundo Brandt et al. (1981) e Scholz (1997). Os nematóides foram clarificados em Lactofenol de Amann e montados em Bálsamo do Canadá (Humason, 1971) e identificados de acordo com Moravec (1998, 2001). Os parasitos branquiúros foram clarificados em ácido láctico segundo Humes (1964) e identificados conforme Cressey (1978), Mousavi et al. (2011), Rushton-Mellor (1994) e Soes et al. (2010).

2.4 Análise histopatológica

Fragmentos das brânquias e intestino de 260 peixes foram fixados em formalina 10% tamponada para observar as alterações histológicas. Os órgãos foram desidratados em solução crescente de álcool, clarificados com xilol, incluídos em parafina a 60°C para posterior cortes de 5 µm de espessura e corados com hematoxilina de Harris e eosina (HHE). As lâminas montadas em Entellan[®] foram analisadas em microscópio de contraste de interferência de fase (DIC) (ZEISS, Axio Imager A.2, Gottingen, Germany). As alterações histológicas nas brânquias e intestino foram avaliadas semiquantitativamente conforme o grau de lesão: 0 (ausência de lesão), 1 (lesão leve), 2 (lesão moderada) e 3 (lesão severa), de acordo com Schwaiger et al. (1997) ligeiramente modificado. As alterações histológicas analisadas foram: hipertrofia das células caliciformes, hiperplasia interlamelar, hiperplasia das lamelas secundárias, fusão das lamelas secundárias, deslocamento epitelial, infiltrado inflamatório linfocitos eosinofílico, telangiectasia, aneurisma, edema justalamelar,

presença de parasitos e necrose. No intestino foram analisados: hipertrofia e hiperplasia das células caliciformes, deslocamento epitelial, necrose da mucosa e submucosa, presença de parasitos e infiltrados inflamatório linfocitos eosinofílicos.

2.5 Análise estatística

A comparação dos dados de presença e ausência de lesões histológicas foi analisada pelo teste exato de Fisher (software Openepi, Dean, Sullivan, Soe, 2013), para comparação bicaudal ($p < 0,05$). Não foi possível realizar análise paramétrica, porque os dados não apresentaram normalidade e homocedasticidade entre as variâncias.

3. Resultados

3.1 Dados biométricos

O número de peixes coletados (n) e biometria dos peixes ornamentais cultivados foram os seguintes (Tabela 1):

Tabela 1 - Peso, comprimento total médio dos peixes ornamentais cultivados em pisciculturas de Santa Catarina, Brasil.

Pisciculturas	Espécies	PM (g)	CTM (cm)	N
PA	Espada sangue (<i>Xiphophorus helleri</i>)	4,1±0,8	6,9±0,5	30
	Plati wagtail (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	1,6±1,1	4,5±0,7	30
	Plati caramelo (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	0,8±0,6	3,1±2,0	15
	Espada sangue (<i>Xiphophorus helleri</i>)	1,8±1,2	5,2±1,5	57
	Espada negra (<i>Xiphophorus helleri</i>)	2,3±0,8	6±0,8	15
	Plati wagtail (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	0,6±0,1	3,3±0,2	15
PB	Plati hawai (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	1,3±0,4	4,4±0,5	30
	Plati azul (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	1,4±0,8	4,3±0,7	60
	Plati aurora (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	1,3±0,4	4,3±0,4	45
	Tetra negro (<i>Gymnocorymbus ternetzi</i>)	4±1,7	6±0,5	15
PC	Tetra rosa (<i>Gymnocorymbus ternetzi</i>)	4,3±1,0	6±0,7	60
	Paulistinha (<i>Danio rerio</i>)	0,5±0,2	3,4±0,6	60
	Matogrosso (<i>Hyphessobrycon eques</i>)	1,2±0,4	4,3±0,4	60
	Barbo gema (<i>Puntius sachsii</i>)	2,6±2	6±0,9	60
	Carpas coloridas (<i>Cyprinus carpio</i> Koi)	4,4±199,2	6,8±1,9	229

Legenda - Piscicultura em Araquari (PA); piscicultura em Biguaçu (PB); piscicultura em Timbó (PC); peso médio (PM ±desvio padrão); comprimento total médio (CTM ±desvio padrão); tamanho da amostra dos peixes ornamentais (N).

3.2 Características das pisciculturas

Os peixes ornamentais cultivados foram provenientes de três pisciculturas de viveiros escavados com diferentes características referentes ao tamanho do viveiro, a origem da água, a densidade de estocagem, a frequência de arração, a dieta utilizada, a qualidade da água de cultivo e a ocorrência de mortalidade (Tabela 2).

Tabela 2 – Características das pisciculturas ornamentais, em Santa Catarina, Brasil.

Características	PA	PB	PC
Tamanho da piscicultura (ha)	0,0018	22	0,28
Sistema de cultivo	Semi intensivo	Semi intensivo	Intensivo
Tamanho do viveiro (ha)	0,0004	0,03	0,02
Origem da água	Água de chuva	Rio Velho	Rio Fortuna
Origem dos peixes	Produção própria	Produção própria	Produção própria
Densidade de estocagem	Sem controle	Sem controle	1 peixe/m ³
Alimentação	2 vezes ao dia	1 vez ao dia	2 vezes ao dia
Dieta (PB)	36%	55%	46%
Aeração	Não	Não	Sim
Controle de qualidade da água	Sim	Não	Não
Fertilização	Sim*	Sim*	Sim*
Renovação de água	Sim	Sim	Sim
Mortalidades	Não	Sim	Não
TR (cm)	25±8,5	18±10	23,2±26,3
AM (mg·L ⁻¹)	0,4±0,3	0,1±0,2	0,1±0,1
pH	6,5±1,2	6±3,2	7,2±0,9
OD (mg·L ⁻¹)	6±3,4	5,3±1,6	6,8±2,0
T (°C)	21±1,5	22,4±2,6	23,6±3,7
SAL (‰)	0,06±0,0	0,02±0,0	0,02±0,0

PA: Araquari, PB: Biguaçu, PC: Timbó, PB: proteína bruta, *Fertilização somente quando necessário. Valores médios ± desvio padrão dos parâmetros de qualidade da água. TR: transparência, AM: amônia, pH, OD: oxigênio dissolvido, T: temperatura e SAL: salinidade dos viveiros das pisciculturas ornamentais de Santa Catarina.

3.3 Análise parasitológica

Este estudo mostrou a grande diversidade parasitária que ocorre em peixes ornamentais comercializados no Sul do Brasil, composta pelo agente causador da doença dos pontos brancos *I. multifiliis*, tricotodíneos, monogonóides, digenéticos, nematóides, cestóides e branquiúros. Todas as espécies de parasitos foram observadas em baixa prevalência e baixa intensidade média.

Observou-se na piscicultura A (Tabela 3) que a prevalência (P) do parasito *Trichodina heterodontata* (Duncan, 1977) foi maior no muco da superfície corporal de *X. maculatus* (Plati wagtail) enquanto que espécies de *Trichodina* sp. foi menor em *X. helleri* (Espada sangue), com 23 e 13,3% respectivamente. *Trichodina* sp. foram relatadas nas brânquias de *X. helleri* (Espada sangue), com prevalência de 10% e intensidade média (IM) de $0,7 \pm 0,9$.

Para os helmintos, foi observado monogonóide apenas nas brânquias de *X. maculatus* (Plati wagtail) com $P=6,6\%$ e $IM=0,5 \pm 0,7$.

Cestóides não identificados foram encontrados no intestino de *X. helleri* (Espada sangue) seguida por *X. maculatus* (Plati wagtail), apresentando prevalência de 6,7 e 3,3%, respectivamente.

Na piscicultura B (Tabela 4), o ectoparasito *I. multifiliis* foi observado na superfície do corpo de plati wagtail e hawai (*X. maculatus*), com P de 40 e 36% e IM de $1 \pm 0,0$ e $7,8 \pm 6,9$, respectivamente.

Trichodina heterodontata foi encontrada na superfície do corpo do *H. eques* com $P=10\%$ e $IM=3,9 \pm 0,2$. As maiores taxas de prevalências do parasito *Trichodina* sp. foi superior nas brânquias de Plati hawai (*X. maculatus*) e de Plati aurora (*X. maculatus*) com $P=20\%$ e IM de $10 \pm 4,3$ e $4,4 \pm 3,5$, respectivamente.

O monogonóide *Diaphorocleidus kabatai* (Molnar, Hanek e Fernando, 1974) Jogunoori, Kritsky e Venkatanarasaiah de 2004 foi encontrado nas brânquias de *G. ternetzi*, com $P=45\%$ e $IM=3,7 \pm 2,0$.

Metacercárias de digenéticos foram observadas apenas na musculatura de *H. eques*, com $P=1,7\%$ e $IM=5,0 \pm 0$.

Nematóides do gênero *Rhabdochona* sp. foram encontrados no intestino de *G. ternetzi*, apresentando $P=6,6\%$ e $IM=1,2 \pm 2,1$.

Foram encontrado diversos parasitos nas carpas coloridas da piscicultura C (Tabela 5). O ectoparasito *I. multifiliis* foi observado na superfície do corporal com maior taxa de prevalência de 18% e intensidade média de $3,6 \pm 2,1$.

Espécies não identificadas de *Trichodina* sp. também foram relatadas na superfície do corpo de *C. carpio* Koi, com 22% de prevalência e intensidade média de $3,6 \pm 4,0$.

Em *C. carpio* Koi, os monogenoides *Dactylogyrus extensus* (Mueller e Van, 1932) e *D. minutus* (Kulwiec, 1927) mostraram prevalência de 40% e intensidade média de $4,3 \pm 4,2$.

A tênia asiática *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934 foi observada somente em *C. carpio* Koi, com 13% de prevalência e intensidade média de $23,9 \pm 22,8$.

O crustáceo branquiúro *Argulus japonicus* Thiele, 1900 foi relatado na superfície do corpo de *C. carpio* Koi da piscicultura C, com prevalência de 5,7% e intensidade média de $1,0 \pm 0,05$.

Tabela 3 - Índices parasitários dos parasitos tricodíneos, monogonóides e cestóides nos peixes ornamentais cultivados na piscicultura A, no município de Araquari, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Parasitos	Tricodinaídeos			Monogonóides			Cestóides		
	Espécies	SII	P (%)	IM	P (%)	IM	P (%)	IM	
Espada sangue (<i>Xiphophorus helleri</i>)	B	10		0,7±0,9	0,0	0,0±0,0	-	-	
	M	13,3		0,7±0,8	0,0	0,0±0,0	-	-	
	I	-		-	-	-	6,7	1,2±1,7	
Plati wagtail (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	B	10		1,3±0,3	6,6	0,5±0,7	0,0	0,0±0,0	
	M	23		1,9±1,7	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	
	I	-		-	-	-	3,3	2,5±3,5	
Plati caramelo (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	B	6,6		1,0±0,0	0,0	0,0±0,0	-	-	
	M	0,0		0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	-	-	
	I	-		-	-	-	0,0	0,0±0,0	

Legenda – Índices parasitários (IP); sítio de infestação/infecção (SII); Prevalência (P %); intensidade média (IM ±desvio padrão); brânquias (B); muco da superfície corporal (M) e intestino (I).

Tabela 4 - Índices parasitários dos parasitos *Ichthyophthirius multifiliis*, tricotídeos, monogonóides, digenea e nematóides nos peixes ornamentais cultivados na piscicultura B, no município de Biguaçu, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Parasitos		<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>				Tricotídeos				Monogonóides	
Espécies	SII	P (%)	IM	P (%)	IM	P (%)	IM	P (%)	IM	P (%)	IM
Espada sangue (<i>Xiphophorus helleri</i>)	B	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
	M	3,4	0,5±0,8	5,0	0,0±0,0	5,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Espada negra (<i>Xiphophorus helleri</i>)	B	26	3,3±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
	M	13	1,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Plati wagtail (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	B	6,6	1,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
	M	40	1,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Plati hawaii (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	B	3,3	4,0±5,6	6,6	7,2±6,2	6,6	7,2±6,2	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
	M	36	7,8±6,9	20	10±4,3	20	10±4,3	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Plati azul (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	B	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	1,7	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
	M	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Plati aurora (<i>Xiphophorus maculatus</i>)	B	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	2,2	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
	M	0,0	0,0±0,0	20	4,4±3,5	20	4,4±3,5	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Paulistinha (<i>Danio rerio</i>)	B	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
	M	0,0	0,0±0,0	3,3	0,5±0,9	3,3	0,5±0,9	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Barbo gema (<i>Puntius sachsii</i>)	B	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
	M	0,03	0,5±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0

continua

Parasitos	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>			Tricodinídeos		Monogenídeos	
Tetra rosa	B	1,7	0,0±0,0	1,7	0,0±0,0	45	3,7±2,0
<i>(Gymnocorymbus ternetzi)</i>	M	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Tetra negro	B	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
<i>(Gymnocorymbus ternetzi)</i>	M	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Matogrosso	B	1,7	0,0±0,0	1,7	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
<i>(Hyphessobrycon eques)</i>	M	15	0,0±0,0	15	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0
Parasitos	Metacercárias			<i>Rhabdochona</i> sp.			
Espécies	SII	P (%)	IM	P (%)	IM		
Tetra rosa	MU	0,0	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0		
<i>(Gymnocorymbus ternetzi)</i>	I	0,0	0,0±0,0	6,6	1,2±2,1		
Matogrosso	B	0,0	0,0±0,0	-	-		
<i>(Hyphessobrycon eques)</i>	M	-	-	-	-		
	MU	1,7	5,0±0,0	0,0	0,0±0,0		

Legenda – Índices parasitários (IP); sítio de infestação/infecção (SII); Prevalência (P %); intensidade média (IM ±desvio padrão); brânquias (B); muco da superfície corporal (M), musculatura (MU) e intestino (I).

Tabela 5 - Índices parasitários dos parasitos *Ichthyophthirius multifiliis*, tricotinídeos, monogenóides, nematóide, cestóide e branquiúra nos peixes ornamentais cultivados na piscicultura C, no município de Timbó, no estado de Santa Catarina, Brasil.

<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>						Tricotinídeos		Monogenóides	
Parasitos	Espécies	SII	P (%)	IM	P (%)	IM	P (%)	IM	P (%)
(Cyprinus carpio Koi)	Koi carp	B	1,7	2,8±2,3	2,6	3,0±1,8	40	4,3±4,2	
		M	18	3,6±2,1	22	3,6±4,0	0,07	2,2±2,0	
Parasites	<i>Rhabdochona</i> sp.								
(Cyprinus carpio Koi)		SII	P (%)	IM	P (%)	IM	P (%)	IM	P (%)
	Koi carp	M	-	-	-	-	5,7	1±0,05	
		I	2,6	0,75±0,3	13	23,9±22,8	-	-	

Legenda – Índices parasitários (IP); sítio de infestação/infecção (SII); Prevalência (P %); intensidade média (IM ±desvio padrão); brânquias (B); muco da superfície corporal (M) e intestino (I).

4. Análise histopatológica

Quanto às alterações histológicas, observou-se hiperplasia epitelial das lamelas secundárias, fusão parcial das lamelas secundárias, telangiectasia, edema justalamelar, infiltrado inflamatório eosinofílico do tecido branquial (Fig. 1). O parasitismo pelo cestóide *B. acheilognathi* causou necrose na submucosa intestinal e infiltrado inflamatório linfocitos eosinofílico (Fig. 2), no entanto não apresentou diferença significativa entre as amostras. Não foi observada diferença significativa para as alterações histológicas nas brânquias e no intestino dos peixes ornamentais das pisciculturas A e B. Na piscicultura C, as brânquias revelaram alterações apenas de intensidade leve nas carpas coloridas. Os resultados mostraram diferença significativa para as seguintes lesões: fusão e hiperplasia epitelial das lamelas secundárias ($p = 0,004712$) e ($p = 0,02020$), respectivamente.

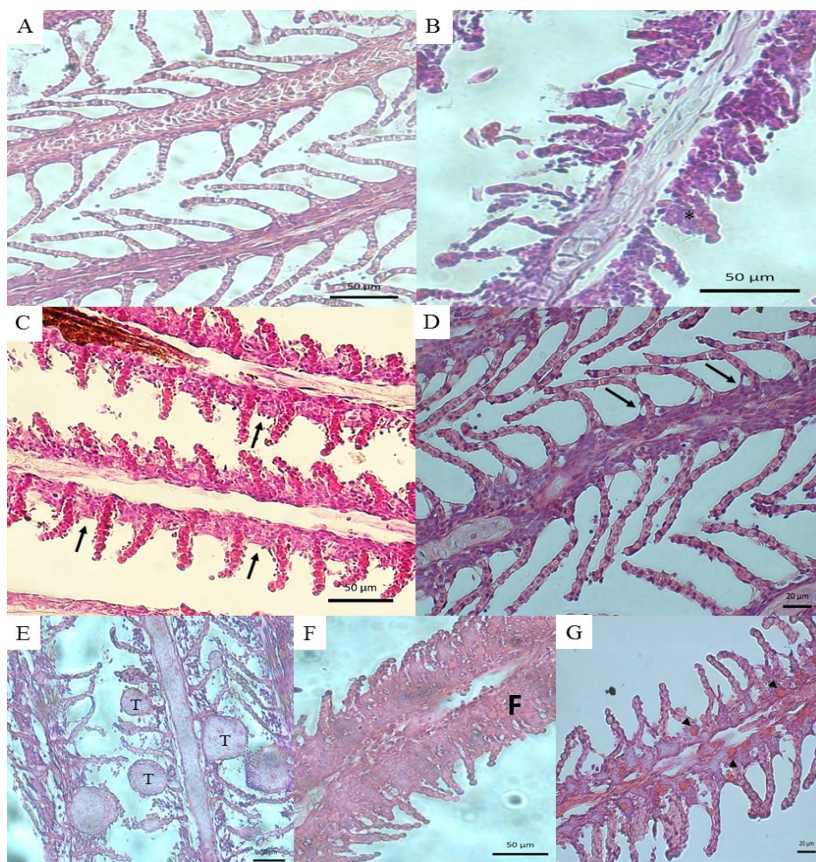


Figura 1 – Cortes histológicos de brânquias de *Cyprinus carpio* Koi (piscicultura C). A – Filamento branquial normal; B - Hiperplasia das lamelas secundárias (*); C – Hiperplasia interlamelar (seta); D – Edema justalamelar (seta); E – Telangiectasia (T); F – Fusão da lamela secundária (F); G – Infiltrado inflamatório eosinofílico (seta). Coloração hematoxilina/eosina.

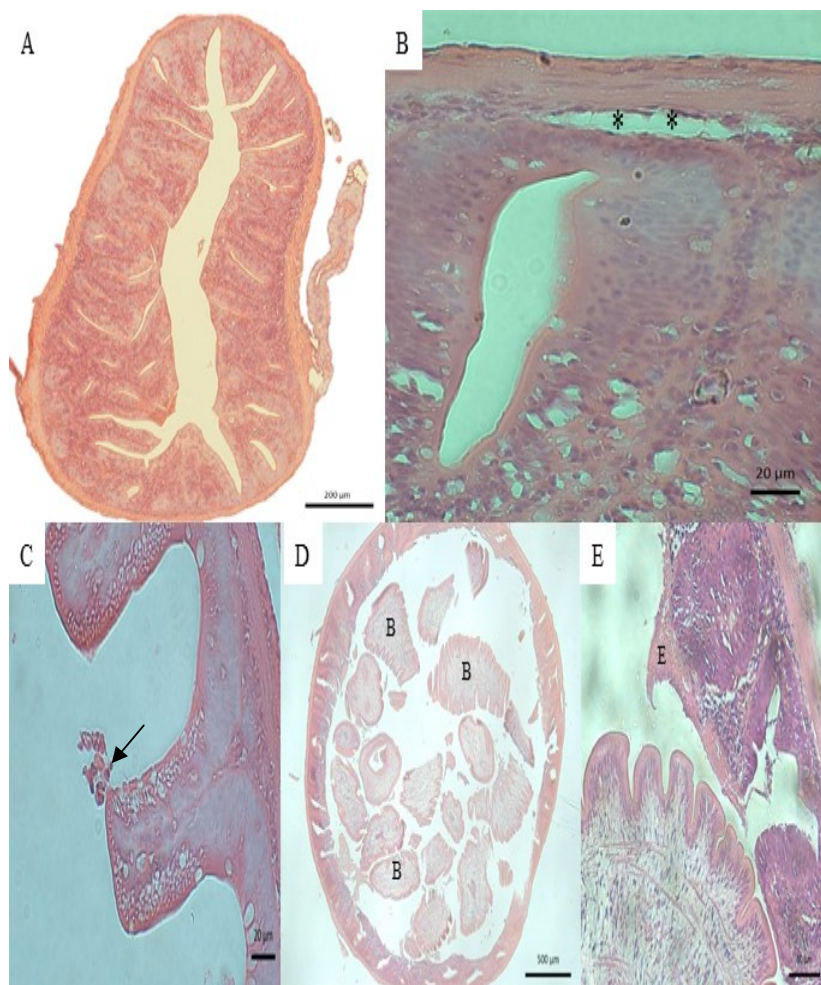


Figura 2– Cortes histológicos do intestino de *Cyprinus carpio* Koi (piscicultura C). A – Intestino normal; B – Necrose na submucosa intestinal (*); C – Infiltrado inflamatório linfocítico (seta); D– Obstrução intestinal por *Bothriocephalus acheilognathi* (B); E – Infiltrado inflamatório eosinofílico (E). Coloração hematoxilina/eosina.

Discussão

Em relação ao *Ichthyophthirius multifiliis*, ectoparasito comum de peixes ornamentais, as prevalências observadas em linhagens de *Xiphophorus maculatus* (36 e 40%) foram superiores àquelas observadas em *X. maculatus* (4%) por Thilakaratne et al. (2003), em *Hyphessobrycon copelandi* (21%) e *Pterophyllum scalare* (23%) do Rio Negro, Amazonas (Tavares-Dias et al., 2010) e em *X. maculatus* (6%) do Sul do Brasil (Piazza et al., 2006). A proliferação do *I. multifiliis* pode ser favorecida por condições desfavoráveis de qualidade da água, alta densidade de estocagem, baixas temperaturas da água e deficiências nutricionais (Piazza et al., 2006). Poucos estudos têm sido relatados sobre as alterações histológicas de peixes ornamentais. Esse protozoário também pode ser responsável por danos teciduais em peixes cultivados. As alterações histológicas observadas nas brânquias de peixes ornamentais deste estudo também foram reportadas em *Astronotus ocellatus* e *Symphysodon discus* (Mohammadi et al., 2012), *Colossoma macropomum* e *Piaractus mesopotamicus* (Martins e Romero, 1996), em *Cyprinus carpio* Koi (Bretzenger et al., 1999) e em *Carassius auratus* (Moyses et al., 2015). Hiperplasia, fusão das lamelas secundárias, edema e telangiectasia, são mecanismos de defesa do hospedeiro e podem estar relacionadas com a invasão do parasito na fase teronte nas camadas do epitélio. Este processo provoca reação inflamatória com intensa proliferação das células caliciformes (Paduá et al., 2014).

As taxas de prevalência de *Trichodina heterodentata* (23%) em plati wagtail *X. maculatus* e de *Trichodina* sp. (10%) em *X. helleri* observadas no presente estudo foram inferiores àquelas registradas para *Trichodina* spp. (51,57%) em *C. auratus*, *X. maculatus* e *P. reticulata* (Martins et al., 2012) e em *P. scalare* (28,2%) (Thilakaratne et al., 2003). Em contraste, *T. heterodentata* foi registrada em níveis elevados quando comparados com *Trichodina* sp. (16,6%) em *C. auratus* (Iqbal e Hussain, 2013). Como demonstrado por Jerônimo et al. (2012), os tricodinídeos são considerados os agentes parasitários que mais acometem peixes em nível mundial. Estudos revelam que as taxas de prevalência deste parasito em peixes ornamentais variam de 3,3 a 100% (Kim et al., 2002; Iqbal et al., 2013; Kayis et al., 2013). A proliferação deste patógeno está associada à má qualidade da água, alta densidade de estocagem, altos teores de matéria orgânica e aumento da temperatura (Martins et al., 2010; Martins et al., 2015). A prevalência encontrada

neste estudo pode estar relacionada com a falta de controle da qualidade de água, bem como na densidade de estocagem realizada nas pisciculturas. Lesões semelhantes no epitélio branquial, como deslocamento epitelial e edema em *P. mesopotamicus* (Martins e Romero, 1996), hiperplasia e telangiectasia das lamelas secundárias em *Capoeta aculeata* (Raissy e Ansari, 2011), hiperplasia epitelial, descamação, necrose e infiltrado inflamatório linfocitos eosinofílico (Valladão et al., 2013) foram também relatadas. Estes danos podem estar fortemente associados com o movimento circular do parasito na superfície das brânquias. Lesões causadas pela presença de tricodinaídeos estão associadas também à instalação de bactérias oportunistas que são encontradas na região ventral dos parasitos, causando infecções e mortalidade (Valladão et al., 2013; 2014).

Semelhante ao presente trabalho, o monogenoide *Diaphorocleidus* sp. foi descrito em hospedeiros pertencentes a seis gêneros, incluindo *Gymnocorymbus* sp. (Almeida e Cohen, 2011). *Gymnocorymbus ternetzi* examinado no presente estudo mostrou maior prevalência quando comparado ao anteriormente relatado em peixes ornamentais (22,2%) (Piazza et al., 2006). Prevalências semelhantes foram encontradas nas brânquias de *C. carpio* Koi examinadas por Kritsky e Heckmann (2002), com prevalência de 39% pertencentes a cinco espécies de *Dactylogyrus* sp. Prevalências inferiores do *D. minutes* foram relatadas por Kritsky and Heckmann (2002) (1,2%). Os monogenoides *D. Kabatai* (45%) das brânquias de *G. ternetzi* e *Dactylogyrus* sp. (40%) das brânquias de *C. carpio* Koi foram ligeiramente inferiores à prevalência de *Urocleidoides* sp. (100%) em *Xiphophorus* sp. (Garcia et al., 2003). Monogenoides são considerados um dos mais importantes parasitas metazoários de peixes cultivados (Martins et al., 2002; Garcia et al., 2009; Tavares Dias et al., 2010; Eiras et al., 2011; Portz et al., 2013). Alta prevalência e intensidade média de monogenoides podem estar associadas às elevadas densidades de estocagem e ausência do controle da qualidade de água nas pisciculturas B e C. A proliferação deste patógenos também pode ter sido favorecida devido ao ciclo de vida monoxeno que, por sua vez, facilita a transmissão do parasito para os peixes. As alterações histológicas como resultado dessa infestação nas brânquias foram telangiectasia e edema semelhante à observada em peixes ornamentais de rio Guamá, Pará, Norte do Brasil (Fujimoto et al., 2014). Assim como observado neste estudo, fusão e hiperplasia das lamelas secundárias também foram relatados em *C. carpio* parasitados por *D. vastator* (Paperna, 1964; Vinobaba, 1994) e *Dactylogyrus* sp. (Shinn et al., 2004; Hossain et al.,

2007). Essas lesões podem estar associadas ao mecanismo de fixação do parasito no hospedeiro, que acontece por meio do háptor, e por preferência alimentar (células das camadas superficiais do epitélio da pele e das brânquias), causando irritação nos locais de infestação e abrindo portas de entrada para infecções secundárias (Xu et al., 2007). Como resultado do parasitismo, a produção excessiva de muco pode causar dificuldade respiratória e morte por asfixia. Sugere-se que o infiltrado inflamatório eosinofílico nas brânquias esteja relacionado à presença de agentes patogênicos (Kantham e Richards, 1995).

Metacercárias de digenéticos são mais patogênicas do que as formas adultas. Baixa prevalência de metacercária foi observada em *H. eques*, semelhante ao relatado em *Hyphessobrycon* sp. (Alvarez-Leon, 2007), em *X. maculatus* (Piazza et al., 2006) e por *Centrocestus formosanus* (Nishigori, 1924) em *G. ternetzi* (Acampo, 2012). Contrariamente, alta prevalência (61%) foi relatada em *C. auratus* (Thilakaratne et al., 2003). Além da aparência de cistos que prejudicam a comercialização, lesões branquiais como hiperplasia, fusão das lamelas secundárias (Shoaibi et al., 2010), assim como edema e telangiectasia (Fujimoto et al., 2014) foram relatados. Não foram observadas lesões no epitélio branquial associadas à presença de metacercárias neste estudo, podendo estar relacionado ao baixo índice de parasitismo.

Bothriocephalus acheilognathi foi relatado no Brasil a partir da introdução de *C. carpio* da Ásia (Rego, 2000). Estudos revelaram que o cestóide *B. acheilognathi* parasita principalmente peixes ciprinídeos (Scholz et al., 1997). Descobertas semelhantes foram relatadas em *C. carpio* do Lago Kovada, Turquia (Kir e Ozan, 2007). O parasitismo por este endoparasito observado nos peixes cultivados na piscicultura C pode estar relacionado ao seu ciclo de vida. Necrose também foi observada no intestino de *C. carpio* parasitados por *B. acheilognathi* (Scholz et al., 2012). Em carpas, uma forte reação inflamatória linfocitária foi encontrada por Britton et al. (2011). Semelhante às lesões observadas neste estudo, obstrução intestinal (Han et al., 2010) e reação inflamatória eosinofílica (Gjurcevic et al., 2012) foram observadas nos peixes infectados. De acordo com Scott e Grizzle (1979) a presença de *Bothriocephalus* sp. reduz o crescimento e em altas infecções podem conduzir à morte.

Não foram observadas lesões intestinais nos peixes analisados associadas ao parasitismo por nematoides, possivelmente devido aos baixos níveis de infecção e modo de fixação destes parasitos. Quando

em altos níveis de infecção, estes parasitos podem fixar-se na parede intestinal do hospedeiro provocando reação inflamatória e hemorragias (Heckmann et al., 1987). Eles podem causar anemia, desnutrição, obstrução intestinal, redução do crescimento, culminando na morte do hospedeiro (Thatcher, 2006). Há alguns gêneros que causam danos significativos em peixes ornamentais, como camalanídeos (Menezes et al., 2006; Iyaji e Eyo, 2008) e o capilarídeo *Pseudocapillaria tomentosa* (Martins et al., 2016).

O parasito do gênero *Argulus* sp. é frequentemente encontrado em peixes de cultivo e apresenta baixa especificidade de hospedeiro (Gama et al., 2013). A taxa de prevalência de *A. japonicus* encontrada neste estudo foi maior do que a encontrada por Mirzaei e Khovand (2015) (1%) e menor do que a observada por Iqbal et al. (2013) (61%) para as mesmas espécies de peixes. A transmissão deste crustáceo nas carpas coloridas cultivadas na piscicultura C pode ter sido favorecida devido ao seu ciclo de vida direto, pois as fêmeas depositam os ovos em substratos como plantas e pedras. Este parasito é normalmente encontrado na superfície do corpo, sendo que a análise histológica das brânquias de *C. carpio* Koi não apresentou alterações. Em contraste, Noga (2010) observou petéquias e necrose causada pela presença de argulídeos que se alimentam do epitélio dos peixes.

Possivelmente, devido ao fato das pisciculturas analisadas neste estudo estarem situadas ao Sul do Brasil, onde as temperaturas são relativamente baixas em comparação com o Sudeste, Norte e Nordeste, pouca influência sobre a reprodução do parasito poderia ser sugerida. As altas temperaturas aliadas ao manejo inadequado e a qualidade da água normalmente favorecem a reprodução de parasitos (Martins e Romero, 1996; Martins et al., 2013). Além disso, deve-se ressaltar que as alterações teciduais nas brânquias podem estar associadas com as condições de cultivo, pois é um órgão sensível às variações ambientais e que responde de forma rápida quando exposta a poluentes (Cantanhêde et al., 2014). Mais estudos devem ser realizados para avaliar a influência de fatores abióticos na estrutura do tecido branquial de peixes ornamentais. Deve ser enfatizado que a diversidade parasitária pode estar relacionada com a falta de monitoramento de rotina de qualidade da água e ausência de controle da população de peixes especialmente nas pisciculturas A e B.

Em resumo, os resultados deste estudo revelaram a grande diversidade parasitária composta por *I. multifiliis*, tricodinídeos, monogenídeos, digenéticos, nematóides, o cestóide asiático introduzido e branquiúros em peixes ornamentais cultivados. Apesar da baixa

intensidade de parasitos, as principais alterações teciduais branquiais foram: hiperplasia epitelial das lamelas secundárias e interlamelar, fusão parcial das lamelas secundárias, telangiectasia, edema justalamelar e infiltrado inflamatório eosinofílico, bem como necrose na submucosa intestinal, obstrução intestinal causada pelo cestóide e infiltrada inflamatório linfocitos eosinofílico no tecido intestinal.

Agradecimentos

Os autores agradecem ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro (CNPq 446072/2014-1), pela concessão da bolsa para M.L. Martins (CNPq 305869/2014-0), pela bolsa de pós-doutorado para G.T. Jerônimo (CNPq 506263/2013-4), a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES/EMBRAPA n ° 15/2014) pela bolsa de mestrado para M.A. Santos, ao Dr. Adolfo Jatobá (IFC, Instituto Federal Catarinense, SC, Brasil), à direção da piscicultura Vale dos Bettas, SC, Brasil e ao Dr. Silvio Negrão (Fundação Integrada de Pisciculturas do Vale do Itajaí/FUNPIVI, SC, Brasil) pela doação dos peixes e a MSc. Patrícia Garcia pelo auxílio na análise histológica (AQUOS, Departamento de Aquicultura, UFSC, SC, Brasil).

Referências

- Acampo, D.H., 2012. Diagnóstico, dispersion y transmission de helmintos, introducidos e peces exóticos Del Estado de Morelos, México. Tesis (Doctor em Ciências: Recursos Bióticos), Universidad Autónoma de Querétano, pp. 14-22.
- Almeida, K.S.S., Cohen, S.C., 2011. Diversidade de monogenea (platyhelminthes) parasitos de *Astyanax altiparanae* do reservatório da usina hidrelétrica de Itaipu. Saúde & Amb. Rev. 6, 31-41.
- Alvarez-Leon, R., 2007. Asociaciones y patologías en los peces dulceacuícolas, estuarinos y marinos de Colombia: aguas libres y controladas. Bol. Cient. 11, 81-129.
- Alvarez-Pellitero, P.; Palenzuela, O.; Sitja-Bobadilla, A., 2008. Histopathology and cellular response in *Enteromyxum leei* (Myxozoa) infections of *Diplodus puntazzo* (Teleostei). Parasitol. Int. 57, 110-120.

- Bamidele, A., 2007. Histopathological study on the parasitised visceral organs of some fishes of Lekki Lagon, Lagos, Nigeria. *Life Sci. J.* 4, 76-76.
- Britton, J.R, Pegg, J., Williams, C.F., 2011. Pathological and ecological host consequences of infection by an introduced fish parasite. *Plos One*.6,1-8.
- Brandt, F.W., Van As, J.G., Schoonbee, H.J., Hamilton, A.V.L., 1981. The occurrence and treatment of Bothriocephalosis in the common carp, *Cyprinus carpio* in fish ponds with notes on its presence in the largemouth yellow fish *Barbus kimberleyensis* from the Vaal Dam, Transvaal. *Water SA* 7, 35-41.
- Bretzinger A., Fischer-Scherl, T., Oumouna, M., Hoffmann, R., Truyen, U., 1999. Mass mortalities in Koi carp, *Cyprinus carpio*, associated with gill and skin disease. *Bull. Europ. Assoc. Fish Pathol.* 19,182.
- Bush, A.O., Lafferty, K.D., Lotz, J.M., Shostak, A.W., 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *J. Parasitol.* 83, 575-583.
- Campos, C.M., Moraes, J.R.E., Moraes, F.R., 2011. Histopathology of gills of *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) and *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) infested by monogenean and myxosporea, caught in Aquidauana River, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Braz. J. Vet. Parasitol.* 20, 67-70.
- Cantanhêde, S.M., Medeiros, A.M., Ferreira, F.S., Ferreira, J.R.C., Alves, L.M.C., Cutrim, M.V.J., Santos, D.M.S., 2014. Uso de biomarcador histopatológico em brânquias de *Centropomus undecimalis* (Bloch, 1972) na avaliação da qualidade da água do Parque Ecológico Laguna da Jansen, São Luís - MA. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* 62, 593-601.
- Cavichilo, F., 2009. Histologia: ferramenta importante para estudo em peixes cultivados. In: Tavares-Dias, M. (Org.). *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá. Embrapa Amapá, pp. 602-608.
- Cressey, R.F., 1978. Marine flora and fauna of the Northeastern United States. Crustacea: Branchiura. NOAA Technical Report NMFS Circular 413, 1-10.
- Dean, A.G., Sullivan, K.M., Soe, M.M. 2013. OpenEpi: Open Source Epidemiologic Statistics for Public Health. http://www.openepi.com/Menu/OE_Menu.htm (acessado 2016/05/16).
- Dezfuli, B.S., Giari, L., Simoni, E., Menegatti, R., Shinn, A.P., Manera, M., 2007. Histopathology and ultrastructure of *Platichthys flesus*

- naturally infected with *Anisakis simplex* larvae (Nematoda: Anisakidae). J. Parasitol. 93, 1416–1423.
- Dezfuli, B.S., Giari, L., Squerzanti, S., Lui, A., Lorenzoni, M., Sakalli, S., Shinn, A.P., 2011. Histological damage and inflammatory response elicited by *Monobothrium wagneri* (Cestoda) in the intestine of *Tinca tinca* (Cyprinidae). Parasit. & Vectors. 4, 1-11.
- Dove, A.D.M., O'Donoghue, P.J., 2005. Trichodinids (Cilophora: Trichodinidae) from native and exotic Australian freshwater fishes. Acta Protozool. 44, 51-60.
- Eiras, J.C., 2004. Aspectos Gerais da Patologia das Parasitoses de Peixes Marinhos. In: Ranzani-Paiva, M.J.T, Takemoto, R. M., Lizama, M. A. P. Sanidade de Organismos Aquáticos. São Paulo: Varela. pp. 143-156.
- Eiras, J.C., Takemoto, R.M., Pavanelli, G.C., 2006. Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2ªed. Maringá, EDUEM.
- Eiras, J.C., Takemoto, R.M., Pavanelli, G.C., Adriano, E.A., 2011. About the biodiversity of parasites of freshwater fish from Brazil. Bull. Eur. Ass. Fish Pathol. 31, 161–168.
- Fujimoto, R.Y., Neves, M.S., Santos, R.F.B., Cruz, C., Diniz, D.G., Eiras, J.C., 2014. Histopathological evaluation of seven Amazon species of freshwater ornamental armored catfish. Acta Sci. 36,349.
- Gama, C.S., Vieira, I.M., Júnior, A.C.S.S., Tavares-Dias, M., Sobrinho, A.F., 2015. *Argulus juparanensis* (Branchiura) em raia *Potamotrygon* spp. (Potamotrygonidae) na foz do rio Amazonas (Brasil). Biota Amoz. 5, 134-136.
- Garcia, F., Fujimoto, R.Y., Martins, M.L., Moraes, F.R., 2003. *Urocleidoides* sp. parasitism in *Xiphophorus* spp. and its relation to the aquatic parameters. Bol. Inst. Pesca. 29, 123-131.
- Garcia, F., Fujimoto, R.Y., Martins, M.L., Moraes, F.R., 2009. Protozoan parasites of *Xiphophorus* spp. (Poeciliidae) and their relation with water characteristics. Arq. Bras. de Med.Vet. Zootec. 61, 156-162.
- Genten, F., terwinghe, E., Danguy, A., 2009. Atlas of fish histology. Enfield. USA. Science Publisher-SP, pp. 4-5.
- Giorgiadis, M.P., Gardner, I.A., Hedrick, R.P., 2001. The role of epidemiology in the prevention, diagnosis and control of infectious diseases of fish. Prev. Vet. Med. 1,287-302.

- Gjurcevic, E., Beck, A. Drasner, K., Stanin, D., Kuzir, S., 2012. Pathogenicity of *Atractolytocestus huronensis* (Cestoda) for cultured common carp (*Cyprinus carpio* L.). Vet. Arhiv. 82, 273-282.
- Gonçalves, L.P.J.; Pereira, S.L.; Martiello, M.D. 2013. Efeito da densidade de estocagem no desenvolvimento inicial do acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*). Arq. Bras. Med. Vet. Zootec. 65, 1176-1182.
- Han, J.E., Shin, S.P., Kim, J.H., Choresca Jr., C.H., Jun, J.W., Gomez, D.K., Park, S.C., 2010. Mortality of cultured Koi *Cyprinus carpio* in Korea caused by *Bothriocephalus acheilognathi*. Afr. J. Microbiol. Res. 4, 543-546.
- Heckmann, R.A., Kimball, A.K., Short, J.A. 1987. Parasites of mottled sculpin, *Cottus bairdi* Girard, from five locations in Utah and Wasatch counties, Utah. Great Bas. Nat. 43, 13-21.
- Hossain M.K., Hossain, M.D., Rahman, M.H., 2007. Histopathology of some diseased fishes. J. Life Earth Sci. 2, 47-50.
- Humes, A.G., Gooding, R.U., 1964. A method for studying the external anatomy of copepods. Crustaceana 6, 238-240.
- Humason, G.L., 1971. Animal tissue techniques. San Francisco: W.H. Freeman and Company. pp. 641.
- Iqbal, Z., Hussain, U., 2013. Parasitic infection of an ornamental fish, Shubunkin *Carassius auratus* L. imported to Pakistan. Biol. Pakistan. 59, 281-286.
- Iqbal, Z., Mumtaz, R., Sajjad, R., 2013. Argulosis, in some ornamental fishes imported to Lahore, Pakistan. Europ. J. Vet. Med. 2, 171-178.
- Iyaji, F.O., Eyo, J.E., 2008. Parasites and their freshwater fish host. Bio-Res. 6, 328-338.
- Jerônimo, G.T., Marchiori, N.C., Pádua, S.B., Neto, J.D., Pilarski, F., Ishikawa, M.M., Martins, M.L., 2012. *Trichodina colisae* (Ciliophora: Trichodinidae): new parasite records for two freshwater fish species farmed in Brazil. Brazilian J. Vet. Parasitol. 21, 366-371.
- Jerônimo, G.T., Pádua, S.B., Ventura, A.S., Gonçalves, E.L.T., Ishikawa, M.M., Martins, M.L., 2016. Parasitological assessment in the hybrid surubim (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *P. corruscans*), with uncommon occurrence of Monogenea parasites. Braz. J. Vet. Parasitol. 25, 179-186.
- Jogunoori, W., Kritsky, D.C., Venkatanarasiah, J., 2004. Neotropical Monogeneoidea. Three new species from the gills of introduced aquarium fishes in India, the proposal of *Heterotylus* n. g. and *Diaphorocleidus* n. g., and the reassignment of some previously

- described species of *Urocleidoides* Mizelle & Price, 1964 (Polyonchoinea: Dactylogyridae). Syst. Parasitol. 58,115-124.
- Kantham, K.P.L., Richards, R.H., 1995. Effect of buffers on the gill structure of common carp, *Cyprinus carpio* L., and rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. J. Fish Dis. 18, 411-423.
- Kayis, S., Balta, F., Serezli, R.E.A., 2013. Parasites on different ornamental fish species in Turkey. J. Fish. Sci. 7, 114-120.
- Khan, R.A., 2012. Host-parasite interactions in some fish species. J. Parasitol. Res. 1-7.
- Kim, J.H., 2002. Parasitic infections in live freshwater tropical fishes imported to Korea. Dis. Aquatic Org. 52, 169–173.
- Kir, I., Ozan, T.S., 2007. Helminth Infections in Common Carp, *Cyprinus Carpio* L., 1758 (Cyprinidae) from Kovada Lake (Turkey). Türkiye Parazit. Derg. 31,232-236.
- Klein, B.M., 1958. The dry silver method and its proper use. J. Protozool. 5, 99-103.
- Kritsky, D.C., Heckmann, R., 2002. Species of *Dactylogyrus* (Monogenoidea: Dactylogyridae) and *Trichodina mutabilis* (Ciliata) infesting Koi Carp, *Cyprinus carpio*, during mass mortality at a commercial rearing facility in Utah, U.S.A. Comp. Parasitol. 269, 217–218.
- Kulwiec, Z., 1927. Untersuchungen an Arten der Genus *Dactylogyrus* Diesing. Bull. Internat. Acad. Polon. Sci. et Lettres, Cracovie, Cl. Sci. Math. Et Nat., ser. B: Sci. Nat., 113-144.
- Lima, A.O., Bernardino, G., Proença, C.E.M., 2001. Agronegócio de peixes ornamentais no Brasil e no Mundo. Panor. da Aquic. 11, 14-24.
- Lom, J., Dyková, I., 1992. Developments in aquaculture and fisheries science. Protozoan Parasites of Fish. Amsterdam: Elsevier, 26, 159-235.
- Martins, M.L., Romero, N.G., 1996. Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial em peces cultivados: Estudo parasitológico e histopatológico. Rev. Bras. Zool. 13,492.
- Martins, M.L., Onaka, E.M., Moraes, F.R., Bozzo, F.R., Mello, A., Paiva, F.C., Gonçalves, A., 2002. Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the state of São Paulo, Brazil. Acta Sci. 24, 981-985.
- Martins M.L., Azevedo T.M.O., Ghiraldelli L., 2010. Bernardi N., Can the parasitic fauna on Nile tilapias be affected by different production systems? Acad. Bras. Cienc. 82, 493-500.

- Martins, M.L., Marchiori, N., Roumbedakis, K., Lami, F. 2012. *Trichodina nobilis* Chen, 1963 and *Trichodina reticulata* Hirschmann et Partsch, 1955 from ornamental freshwater fishes in Brazil. *Braz. J. Biol.* 72, 281-286.
- Martins, M. L., Cardoso, L., Marchiori, N., Pádua, S. B., 2015. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. *Braz. J. Vet. Parasitol.* 24, 1-20.
- Martins, M.L., Watral, V., Rodrigues-Soares, J.P., Kent, M.L., 2016. A method for collecting eggs of *Pseudocapillaria tomentosa* (Nematoda: Capillariidae) from zebrafish *Danio rerio* and efficacy of heat and chlorine for killing the nematode's eggs. *J. Fish Dis.* doi:10.1111/jfd.12501.
- Menezes, R.C., Tortelly, R., Tortelly-Neto, R., Noronha, D., Pinto, R.M., 2006. *Camallanus cotti* Fujita, 1927 (Nematoda, Camallanoidea) in ornamental aquarium fishes: pathology and morphology. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 101, 683-687.
- Mirzaei, M., Khovand, H., 2015. Prevalence of *Argulus foliaceus* in ornamental fishes goldfish (*Carassius auratus*) and Koi (*Cyprinus carpio*) in Kerman, southeast of Iran. *J. Parasit. Dis.* 39, 780–782.
- Mohammadi, F., Mousavi, S.M., Rezaie, A., 2012. Histopathological study of parasitic infestation of skin and gill on Oscar (*Astronotus ocellatus*) and discus (*Symphysodon discus*). *AACL Bioflux* 5, 88-89.
- Molnár, K., 2005. Histopathological changes caused by the metacestodes of *Neogryporhynchus cheilancristrotus* (Wedl, 1855) in the gut of the gibel carp, *Carassius gibelio*. *Acta Vet. Hungarica* 5, 45-52.
- Monticini, P. 2010. The ornamental fish trade. Production and commerce of ornamental fish: technical-managerial and legislative aspects. *Globefish Res. Programme*, 102, 17-30.
- Moravec, F., 1998. Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical region. *Academia Praha*.
- Moravec, F., 2001. Thichinelloid nematodes parasitic in cold-blooded vertebrates. *Academia Praha*.
- Mousavi, H.E., Behtash, F. Rostami-Bashman, M., Mirzargar, S.S., Shayan, P., Rahmati-holasoo, H., 2011. Study of *Argulus* spp. infestation rate in Goldfish, *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758) in Iran. *HVM Bioflux* 3, 198-204.
- Moses, C.R.S., 2015. Ectocommensal and ectoparasites in goldfish *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758) in farmed in the State of São Paulo. *Braz. J. Vet. Parasitol.* 24, 283-289.

- Mueller, J.F., Van Cleave, H.J., 1932. Parasites of Oneida Lake fishes. Part II. Descriptions of new considerations, especially, concerning the trematoda family Heterophyidae. Roosevelt Wild Life Ann.3, 79-137.
- Noga, E.J., 2010. Fish disease: diagnosis and treatment. Iowa: Wiley-Blackwell, pp. 107-129.
- Nottingham, M.C., Ramos, H.A.C., 2006. Exploração de peixes ornamentais no Brasil com ênfase sobre a introdução de espécies exóticas. IBAMA, 9 p.
- Omrani, S., Mousavi, H.A., Sharifpour I., 2010. Occurrence and histopathology of *Ascocotyle tenuicollis* metacercaria in gill of platyfish (*Xiphophorus maculatus*) imported to Iran. Iran. J. Fish. Sci. 9, 472-477.
- Pádua, S.B., Martins, M.L., Carraschi, S.P., Cruz, C., Ishikawa, M.M. 2012. *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae): a new parasite for *Piaractus mesopotamicus* (Pisces: Characidae). Zootaxa 34, 62-6.
- Pádua, S.B., Jerônimo, G.T., Ishikawa, M. M., Belo, M.A.A., Martins, M.L., Pelisari, T., Kasai, R.Y.D., Mauad, J.R.C., 2014. Parasitological assessment and host-parasite relationship in farmed cachara catfish fingerlings *Pseudoplatystoma reticulatum* (Eigenmann & Eigenmann 1889), Mato Grosso do Sul, Brazil. Neot. Helminthol. 8,37-45.
- Paperna, I., 1964. Competitive exclusion of *Dactylogyrus exentensus* by *Dactylogyrus vastator* (Trematoda, Monogenea) on the gills of reared carp. J. Parasitol. 50, 94-98.
- Pavanelli, G.C., Eiras, J.C., Takemoto, R.M., 2008. Doenças de Peixes: Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento. 3. Ed. São Paulo: Universidade Estadual de Maringá, pp. 19.
- Piazza, R.S., Martins, M.L., Guiraldelli, L., Yamashita, M.M., 2006. Parasitic diseases of freshwater ornamental fishes. Bol. Inst. Pesca, 32,51–57.
- Portz, L., Antonucci, A.M., Ueda, B.H., Dotta, G., Guidelli, G., Roumbedakis, K., Martins, M.L., Carniel, M.K., Tavechio, W.L.G., 2013. Parasitos de peixes de cultivo e ornamentais. In: Pavanelli, G.C., Takemoto, R.M., Eiras, J. C. (ORG). Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. Maringá: Eduem, pp. 85-114.
- Raissy, M., Ansari, M., 2011. Histopathological changes in the gills of naturally infected *Capoeta aculeata* (Cuvier and Valenciennes, 1844) with parasites. Afr. J. Biotechnol. 10, 15422-15425.

- Rego A.A. 2000. Cestode parasites of neotropical teleost freshwater fishes, in metazoan parasites in the neotropics: a systematic and ecological perspective. Salgado-Maldonado, G., García Aldrete, A.N., Vidal-Martínez, V.M (Editors). Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México: Mexico. pp. 135–154
- Rushton-Mellor, S. K., 1994. The genus *Argulus* (Crustacea: Branchiura) in Africa: identification keys. Syst. Parasitol. 28, 51-63.
- Saha, M., Bandyopadhyay, P.K., 2015. First report of three species of *Argulus* (Crustacea: Branchiura) infesting on redcan Oranda gold fish (*Carassius auratus auratus*) in India. Biolife 3, 813-819.
- Santos, E.L., Lira, R.C., Souza, C.A., Santos, I.V.V.S., Silva, S.C.B., Albuquerque, I. C. M., 2014. Performance of *Betta splendens* associates the different alimentary frequencies. Rev. Cient. Prod. Anim. 16, 10-16.
- Scholz, T., 1997. A revision on the *Bothriocephalus* Rudolphi, 1808 (Cestoda: Pseudophyllidea) parasitic in American freshwater fishes. Syst. Parasitol. 36, 85-107.
- Scholz, T., Kuchta, R., Williams, C., 2012. *Bothriocephalus acheilognathi* in Fish Parasites: pathobiology and protection. In: Woo, P.T.K., Buchmann, K. (Ed.). CAB International: Wallingford, UK, 282-297.
- Schwaiger, J., Wande, R., Adm, S., Pawert, M., Honnen, W., Tribskorn, R., 1997. The use of histopathologic indicators to evaluate contaminant related stress in fish. J. Aquat. Ecos. Stress Rec. 6, 75-86.
- Scott, A.L., Grizzle, J.M., 1979. Pathology of cyprinid fishes caused by *Bothriocephalus gowkongensis* Yea, 1955 (Cestoda: Pseudophyllidea). J. Fish Dis. 2, 69-73.
- Shoaibi, O.B., Ebrahimzadeh, M.H.A., Sharifpour I., 2010. Occurrence and histopathology of *Ascocotyle tenuicollis* metacercaria in gill of platyfish (*Xiphophorus maculatus*) imported to Iran. Iran. J. Fish. Sci. 9, 472-477.
- Shinn, A.P., Hansen, H.O., K., Bachmann, L., Bakke, T.A., 2004. The use of morphometric characters to discriminate specimens of laboratory-reared and wild populations of *Gyrodactylus salaris* and *G. thymalli* (Monogenea). Folia Parasitol. 51, 239-252.
- Soes, D.M., Walker, P.D., Kruijt, D.B., 2010. The Japanese fish louse *Argulus japonicus* new for the Netherlands. Lauterbornia 70, 11-17.

- Takashima, F.; Hibiya, T., 1995. An atlas of fish histology: normal and pathological features. 2. Ed. Tokyo: Kodansha, pp. 1-5.
- Tavares-Dias, M., Lemos, J.R.G., Martins, M.L., 2010. Fauna parasitária de oito espécies de peixes ornamentais de água doce do médio Rio Negro na Amazônia brasileira. *Braz. J. Vet. Parasitol.* 19,103-107.
- Thatcher, V.E., 2006. Nematoda. In: *Amazon Fish Parasites*, Editora: Sofia, Moscow, second ed., pp. 235-236.
- Thilakaratne, I.D.S.I.P., Rajapaksha, G., Hewakopara, A., Rajapakse, R.P.V.J., Faizal, A.C. M., 2003. Parasitic infections in freshwater ornamental fish in Sri Lanka. *Dis. Aquat. Org.* 54, 157-162.
- Tlusty, M., 2002. The benefits and risks of aquaculture production for the aquarium trade. *Aquaculture.* 205, 203-219.
- Valladão, G.M.R., Gallani, S.U., Pádua, S.B., Martins, M.L. Pilarski, F., 2014. *Trichodina heterodontata* (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host-parasite relationship study. *Parasitol.* 141, 662-669.
- Valladão, G.M.R., Pádua, S.B., Gallani, S.U., Menezes-Filho, R.N., Dias-Neto, J., Martins, M.L., Ishikawa, M.M., Pilarski, F., 2013. *Paratrachodina africana* (Ciliophora): a pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. *Vet. Parasitol.* 197, 705- 710.
- Vinobaba, P., 1994. Some aspects of the biology of *Dactylogyrus vastator* Nybelin, 1924 (Monogenea) a gill parasite of *Cyprinus carpio* L. Tese (Doutorado em Filosofia). Institute of Aquaculture, University of Stirling, Stirling, U.K. pp. 1-46.
- Xu, D.H., Shoemaker, C.A., Klesius, P.H., 2007. Evaluation of the link between gyrodactylosis and streptococcosis of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *J. Fish Dis.* 30, 233-238.
- Zuanon, J.A.S., Salazar, A.L., Furuya, W.M., 2011. Produção e nutrição de peixes ornamentais. *Rev. Bras. Zootec.* 40, 165-174.
- Yemmen, C., Quilichini, Y., Ktari, M., 2011. Morphological, ecological and histopathological studies of *Trichodina gobii* Raabe, 1959 (Ciliophora: Peritrichida) infecting the gills of *Solea aegyptiaca*. *Protistology* 4, 258-263.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Foi encontrada grande diversidade de parasitos nos peixes ornamentais cultivados nas pisciculturas do estado de Santa Catarina. As pisciculturas onde os peixes foram coletados não empregam uma rotina regular de manejo adequado, fato que pode estar relacionado à diversidade de espécies encontradas nos peixes.

As técnicas empreendidas para o diagnóstico das espécies de parasitos possibilitaram reconhecer protozoários como o *I. multifiliis* e os tricodinídeos, bem como para os metazoários monogenóides, digenéticos, cestóides, nematóides e branquiúros. A análise de alterações histológicas foi realizada nas brânquias e intestinos, mas para um diagnóstico completo recomenda-se que outros órgãos sejam submetidos ao exame histológico.

Sugere a necessidade do monitoramento constante de peixes ornamentais cultivados para diagnóstico, profilaxia e controle a fim de evitar possíveis enfermidades causadas por parasitos. Além disso, as espécies de peixes ornamentais examinadas neste estudo são comercializadas, por isso são necessários cuidados no cultivo para que se possam produzir peixes saudáveis e atrativos para abastecer o mercado consumidor.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO GERAL

ABDEL-BAKI, A.S. et al. *Trichodina fahaka* (Ciliophora: Peritrichia) in *Tetradon fahaka* from Nile River, Egypt: Seasonality and histopathology. **Scientific Research and Essays**, v. 6, n. 7, p. 1583-1587, 2011.

ACOSTA, A.A.; SILVA, R. J. First record of *Hysterothylacium* sp. Moravec, Kohn et Fernandes, 1993 larvae (Nematoda: Anisakidae) infecting the ornamental fish *Hyphessobrycon eques* Steindachner, 1882 (Characiformes, Characidae). **Brazilian Journal Biology**, v. 75, n. 3, p. 638-642, 2015.

AGRAWAL, N.; TRIPATHI, P.; PANDEY, K.C. Record of three species of the genus heteronchocleidus Bychowsky, 1957 (Monogeneoidea: Dactylogyridae) from gills of *Colisa fasciata* Bloch & Schneider, 1801 from india with a note on its geographical distribution. **Pakistan Journal of Zoology**, v. 42, n. 6, p. 751-757, 2010.

AGUINAGA, J.Y. et al. Parasitic infections in ornamental cichlid fish in the Peruvian Amazon. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 24, n. 1, p. 82-86, 2015.

AL-DULAIMI, F.H.A. Infection with a fish louse *Argulus foliaceus* L. in a gold fish (*Carassius auratus*) at earthen ponds and aquarium fish in Babylon Province, Iraq. **Journal of Babylon University**, v. 18, n. 2, p.-468-469, 2010.

ALVAREZ-PELLITERO, P.; PALENZUELA, O.; SITJA-BOBADILLA, A. Histopathology and cellular response in *Enteromyxum leei* (Myxozoa) infections of *Diplodus puntazzo* (Teleostei). **Parasitology International**, v. 57, p. 110-120, 2008.

ALVES, D.A.; LUQUE, J.L.; PARAGUASSU, A.R. *Metacercárias de Clinostomum marginatum* (Digenea: Clinostomidae) em acará-bandeira *Pterophyllum scalare* (Osteichthyes: Cichlidae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Parasitología al día**, v. 25, n. 1, 2001.

ALVES, P.V. et al. A new genus and species of *Proteocephalidean* tapeworm (Cestoda), first parasite found in the driftwood catfish *Tocantinsia piresi* (Siluriformes: Auchenipteridae) from Brazil. **Folia Parasitologica**, v. 62, n. 6, p. 1-10, 2015.

AMO, S. et al. Parasite diversity in *Oxydoras niger* (Osteichthyes: Doradidae) from the basin of Solimões River, Amazonas state, Brazil, and the relationship between monogenoidean and condition factor. **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, n. 3, p. 791-796, 2011.

BAMIDELE, A Histopathological study on the parasitised visceral organs of some fishes of Lekki Lagoon, Lagos, Nigeria. **Life Science Journal**, v.4, n. 3, p.70-76, 2007.

BARASSA, B.; CORDEIRO, N.S.; ARANA, S.A. New Species of *Henneguya*, a Gill Parasite of *Astyanax altiparanae* (Pisces: Characidae) from Brazil, with comments on histopathology and seasonality. **Memorial Instituto Oswaldo Cruz**, v. 98, n. 6, p. 761-765, 2003.

BERNET, D. et al. Histopathology in fish: proposal for a protocol to assess aquatic pollution. **Journal of Fish Disease**, v. 22, p. 25-34. 1999.

BITTENCOURT, L.S. et al. Parasites of native Cichlidae populations and invasive *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in tributary of Amazonas River (Brazil). **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 23, n. 1, p. 44-54, 2014.

BOEGER, W. A.; VIANNA R. T. Monogenoidea. In: **Thatcher VE. Amazon Fish Parasites**, Sofia: Pensoft Publishers. p. 42-116, 2006.

BRITTON, J.R.; PEGG, J.; WILLIAMS, C.F. Pathological and ecological host consequences of infection by an introduced fish parasite. **Plos One**, v. 6, n. 10, p. 1–8, 2011.

BUCHMANN, K.; LINDENSTROM, T. Interactions between monogenean parasites and their fish hosts. **International Journal for Parasitology**, v. 32, p. 309–319, 2002

CAMPOS, C.M.; MORAES, J.R.E.; MORAES, F.R. Histopathology of gills of *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) and *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) infested by monogenean and myxosporea, caught in Aquidauana River, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 20, n. 1, p. 67–70, 2011.

CARNEIRO, P.C.F.; CIRIO, S. M.; SCHORER, M. Estudo anatomopatológico de alevinos de jundiá infectados experimentalmente

por *Ichthyophthirius multifiliis* e submetidos a tratamentos convencionais. **Archives of Veterinary Science**, v. 11, n. 1, p. 33-38, 2006.

CAVICHIOLO, F. Histologia: ferramenta relevante para estudos em peixes cultivados. In: TAVARES – DIAS, M. (Org.). **Manejo e sanidade de peixes em cultivo**. Macapá. Embrapa Amapá, p. 602-606, 2009.

CHANDA, M. et al. Ornamental fish goldfish, *Carassius auratus* and related parasites in three districts of West Bengal, India. **Chronicles of Young Scientists**, v. 2, n. 1, p. 51-54, 2011.

CHAPMAN, F.; FITZ-COY, S. United States of America Trade in Ornamental Fish. **Journal of the World Aquaculture Society**, Florida, v.28, n. 1, p. 1-2, 1997.

COHEN, S.C. On diversity of the monogenean fauna in a megadiverse country, Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 7, p. 1-6, 2013.

COYNE, R.S. Comparative genomics of the pathogenic ciliate *Ichthyophthirius multifiliis*, its free-living relatives and a host species provide insights into adoption of a parasitic lifestyle and prospects for disease control. **Genome Biology**, v. 12, p. 2-3, 2011.

DANIELA, R.; OPREA, L.; CARMEN, N. Parasitic diversity of common carp and Koi. **Zootehnie si Biotehnologii**, v. 41, n. 2, p. 129–136, 2008.

DEZFULI, B.S. et al. Immunohistochemistry, ultrastructure and pathology of gills of *Abramis brama* from Lake Mondsee, Austria, infected with *Ergasilus sieboldi* (Copepoda). **Diseases of Aquatic Organisms**, Vol. 53, n. 27, p. 257–262, 2003.

DEZFULI B.S. et al. Gill histopathology of cultured European sea bass, *Dicentrarchus labrax* (L.), infected with *Diplectanum aequans* (Wagener 1857) Diesing 1958 (Diplectanidae: Monogenea). **Parasitology Research**, v.100, p. 707–713, 2007a.

DEZFULI, B.S. et al. Histopathology and ultrastructure of *Platichthys flesus* naturally infected with *Anisakis simplex* s.l. larvae (Nematoda:

Anisakidae). **The Journal of parasitology**, v. 93, n. 6, p. 1416–1423, 2007b.

DINIZ, N.M.; HONORATO, C.A. Algumas alternativas para diminuir os efeitos do estresse em peixes de cultivo – revisão. **Arquivo de Ciências Veterinárias e Zoologia. UNIPAR**, v. 15, n. 2, p. 149-154, 2012.

EIRAS, J.C. et al. About the biodiversity of parasites of freshwater fish from Brazil. **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**, v. 31, n. 4, p. 161–168, 2011.

EVANS, B.B.; LESTER, R. J. G. Parasites of ornamental fish imported into Australia. **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**, v. 21, n. 2, p. 51–55, 2001.

FEIST, S.W.; LONGSHAW, M. Histopathology of fish parasite infections – importance for populations. **Journal of Fish Biology**, v. 73, p. 2143–2160, 2008.

FERNANDES, B.M.M. et al. *Annakohniella travassosi* n. gen., n. sp. (Digenea: Cryptogonimidae) Parasite of *Rhaphiodon vulpinus* (Pisces: Cynodontidae) from Brazil. **Comparative Parasitology**, v. 80, n.1, p. 17–21, 2013.

FUJIMOTO, R.Y. et al. Parasites of four ornamental fish from the Chumucuí River (Bragança, Pará, Brazil). **Revista brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 222, n. 1, p. 34–38, 2013.

FUJIMOTO, R.Y. et al. Histopathological evaluation of seven Amazon species of freshwater ornamental armored catfish. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v. 36, n. 3, p. 349, 2014.

GARCIA et al. Protozoan parasites of *Xiphophorus* spp. (Poeciliidae) and their relation with water characteristics. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, n. 1, p. 156-162, 2009.

GENTEN, F.; TERWINGHE, E.; DANGUY, A. **Atlas of fish histology**, Enfield. USA. Science Publisher-SP, 2009, 4-5 p.

GHOLAMI, Z. et al. Occurrence of *Clinostomum complanatum* in *Aphanius dispar* (Actinopterygii: Cyprinodontidae) collected from

Mehran River, Hormuzgan Province, South of Iran. **Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine**, v. 1, n. 3, p. 189–192, 2011.

GONÇALVES, L.P.J.; PEREIRA, S.L.; MARTIELO, M.D. Efeito da densidade de estocagem no desenvolvimento inicial do acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*). **Arquivo Brasileiro de Medicina veterinária e Zootecnia**, v.65, n.4, p.1176-1182, 2013.

HICKIS, T.; STEELE, E. Histological effect of *Ascocotyle tenuicollis* (Digenea: Heterophyidae) metacercarial infection on the heart of *Fundulus heteroclitus* (Teleostei: Cyprinodontidae). **Journal of the South Carolina Academy of Science**, v.1, n.1, p. 10-18, 2003.

HEGDE, A. et al. *Nodavirus* infection in freshwater ornamental fish, guppy, *Poicelia reticulata* – comparative characterization and pathogenicity studies. **Archives of Virology**, Austria, v. 148, p. 575-586, 2003.

HOSHINO, M.D.F.G.; TAVARES-DIAS, M. Ecology of parasites of *Metynnis lippincottianus* (Characiformes: Serrasalminidae) from the eastern Amazon region, Macapá, State of Amapá, Brazil. **Acta Scientiarum**, v. 36, n. 2, p. 249-255, 2014.

HOSHINO, M.D.F.G.; HOSHINO, E.M.; TAVARES-DIAS, M. First study on parasites of *Hemibrycon surinamensis* (Characidae), a host from the eastern Amazon region. **Brazilian Journal Veterinary Parasitology**, v. 23, n. 3, p. 343–347, 2014.

IQBAL, Z. et al. Incidence of white spot disease in freshwater ornamental fishes imported to Pakistan. **Biologia Pakistan**, v. 59, n. 2, p. 227-231, 2013.

IQBAL, Z.; HAROON, F. Parasitic infections of some freshwater ornamental fishes imported in Pakistan. **Pakistan Journal of Zoology**, v. 46, n. 3, p. 651-656, 2014.

IQBAL, Z.; HUSSAIN, U. Parasitic infection of an ornamental fish, Shubunkin *Carassius auratus* L. imported to Pakistan. **Biologia Pakistan**, v. 59, n. 2, p. 281-286, 2013.

IQBAL, Z.; NOREEN, H. Parasitic infection in an imported fish fantail, a variety of goldfish, *Carassius auratus* L. in Pakistan. **Pakistan**

Journal Zoology, v. 46, n. 6, p. 1679-1683, 2014.

ISHIKAWA, M.M.; PÁDUA, S.B.; VENTURE, A.S.; JERÔNIMO, G.T.; RUSSO, M.R.; CARRIJO-MAUAD, J.R.; MARTINS, M.L. **Biologia e estratégias na sanidade de alevinos de bagre carnívoros**. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, Série Documentos 115, p. 24, 2012.

IWASHITA, M.K.P.; MACIEL, P.O. Princípios básicos de sanidade de peixes. In: RODRIGUES, A.P.O., LIMA, A.F., ALVES, A.L., ROSA, D.K., TORATI, L.S., SANTOS, V.R.V. **Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos**. EMBRAPA. Brasília-DF, p. 248, 2013.

JERÔNIMO, G.T. et al. Seasonal variation on the ectoparasitic communities of Nile tilapia cultured in three regions in southern Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, n. 2, p. 1- 9, 2011.

JERÔNIMO, G.T. et al. *Trichodina colisae* (Ciliophora: Trichodinidae): new parasite records for two freshwater fish species farmed in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 21, n. 4, p. 366-71, 2012.

JERÔNIMO, G.T. et al. Haematological and histopathological analysis in South American fish *Piaractus mesopotamicus* parasitized by monogenean (Dactylogyridae). **Brazilian Journal of Biology**, v. 74, n. 4, p. 1000-1006, 2014.

KAUR, P.; PANDEY, S. Effect on marketability of ornamental fishes due to parasitic infection. **Biolife**, v. 2, n. 4, p. 1094–1099, 2014.

KAYIS, S. et al. Parasites on different ornamental fish species in Turkey. **Journal of Fisheries Sciences**, v. 7, n. 2, p. 114-120, 2013.

KIM, J.H. Parasitic infections in live freshwater tropical fishes imported to Korea. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 52, p. 169–173, 2002.

LEITE, C.A.L. **Noções aplicadas sobre manejo higiênico-sanitário em piscicultura comercial**. Boletim de Extensão, v. 62, p. 01-63. 1999.

LIMA, A.O.; BERNARDINO, G.; PROENÇA, C.E.M. Agronegócio de peixes ornamentais no Brasil e no Mundo. **Panorama da Aquicultura**, v.11, n. 65, p. 14-24, 2001.

LIMA, L.C. et al. Estresse em peixes. **Revista Brasileira Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.30, n.3/4, p.113-117, 2006.

LUQUE, J.L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n. 1, p. 161-165, 2004.

LUQUE, J.L. et al. Checklist of Crustacea parasitizing fishes from Brazil. **Check List**, v. 9, n. 6, p. 1449–1470, 2013.

MARQUES, N.F.S.; ARAUJO, W.A.G.; THOMÉ, M.P.M. Fauna ectoparasitária de *Helostoma temminckii* (Curvier, 1829) e *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758) em piscicultura no município de Muriaé-Mg. **Revista Inova Ciência & Tecnologia**, n. 1, p. 35-41, 2015.

MARTINS, M.L. et al. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes a survey of diagnosticated cases from 1993 to 1998. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Rio de Janeiro, v. 9, n. 1, p. 24-27, 2000.

MARTINS, M.L. et al. Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the state of São Paulo, Brazil. **Acta Scientiarum**, v. 24, n. 4, p. 981-985, 2002.

MARTINS, M.L. et al. *Camallanus maculatus* n. sp. (Nematoda: Camallanidae) in an ornamental fish *Xiphophorus maculatus* (Osteichthyes: Poeciliidae) cultivated in São Paulo State, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.59, n.5, p. 1224-1230, 2007.

MARTINS, M.L. et al. *Trichodina nobilis* Chen, 1963 and *Trichodina reticulata* Hirschmann et Parts, 1955 from ornamental freshwater fishes in Brazil. **Brazilian Journal Biology**, v. 72, n. 2, p. 281-286, 2012.

MARTINS, M.L. et al. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 24, n. 1, p. 1-20, 2015.

MARTINS, M.L.; GHIRALDELLI L.; AZEVEDO, T.M.P. Ectoparasitos de tilápia (*Oreochromis niloticus*) cultivadas no Estado de Santa Catarina, Brasil. In: SILVA SOUZA, A. T. (Org.). **Sanidade dos**

Organismos Aquáticos no Brasil. Abrapoa – Associação Brasileira de Patologia de Organismos Aquáticos. Maringá, 2006. 253-268 p.

MARTINS, M.L.; ROMERO, N.G. Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitológico e histopatológico. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 13, n. 2, p. 489-500, 1996.

MEHRDANA, F. et al. Import of exotic and zoonotic trematodes (Heterophyidae: Centrocestus sp.) in *Xiphophorus maculatus*: implications for ornamental fish import control in Europe. **Acta Parasitologica**, v. 59, n. 2, p. 276–83, 2014.

MENEZES, R.C. et al. *Camallanus cotti* Fujita, 1927 (Nematoda, Camallanoidea) in ornamental aquarium fishes: Pathology and morphology. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 101, n. 6, p. 683–687, 2006.

MIRZAEI, M.; KHOVAND, H. Prevalence of *Argulus foliaceus* in ornamental fishes goldfish (*Carassius auratus*) and Koi (*Cyprinus carpio*) in Kerman, southeast of Iran. **Journal of Parasitic Diseases**, v. 39, n. 4, p. 780–782, 2015.

MOHAMMADI, F.; MOUSAVI, S.M.; REZAIE, A. Histopathological study of parasitic infestation of skin and gill on Oscar (*Astronotus ocellatus*) and discus (*Symphysodon discus*). **AACL Bioflux**, v. 5, n. 1, p. 88-89, 2012.

MOLNÁR, K. Histopathological changes caused by the metacestodes of *Neogryporhynchus cheilancristrotus* (Wedl, 1855) in the gut of the gibel carp, *Carassius gibelio*. **Acta Veterinaria Hungarica**, v. 5, n.1, p. 45-52, 2005.

MOLNÁR, K. et al. Pathology of *Atractolytocestus huronensis* Anthony, 1958 (Cestoda: Caryophyllidae), a parasite of North American origin in Hungarian pond farmed common carp **Acta Parasitologica**, v. 48, n.3, p. 222-228, 2003.

MONTICINI, P. The ornamental fish trade. Production and commerce of ornamental fish: technical-managerial and legislative aspects. **Globefish Research Programme**, v. 102, p. 17-30, 2010.

MORAES, F.R.; MARTINS, M.L. Favorable Conditions and Principal Teleostean Diseases in Intensive Fish Farming. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Eds.). **Special Topics in Tropical Intensive Freshwater Fish Farming**. Tec Art Publ, 2004, pp. 343-383.

MORAVEC, F.; DIGGLES, B. *Philometra mirabilis* sp. n. (Nematoda: Philometridae), a new gonad-infecting parasite from the freshwater fish *Cichla mirianae* (Cichlidae) in Brazilian Amazon. **Parasitology Research**, v. 114, p. 1929–1932, 2015.

MORAVEC, F.; LAOPRASERT, T. Redescription of *Ichthyouris bursata* Moravec & Prouza, 1995 (Nematoda: Pharyngodonidae), a parasite of wild and aquarium-reared discus *Symphysodon* spp. (Osteichthyes). **Systematic Parasitology**, n. 71, p. 137-143, 2008.

MOREIRA, L.H.A. et al. Ecological aspects of metazoan endoparasites of *Metynnis lippincottianus* (Cope, 1870) (Characidae) from Upper Paraná River floodplain, Brazil. **Helminthologia**, v. 46, n. 4, p. 214–219, 2009.

MOUSAVI, H.E. et al. Gill ectoparasites of goldfish (*Carassius auratus*, pearl scale variety) imported into Iran. **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**, v. 29, n. 5, p. 175–180, 2009.

MOUSAVI, H.E. et al. Morphometrical and molecular characterization of *Gyrodactylus cichlidarum* (Gyrodactylidae) from *Astronotus ocellatus* (Cichlidae) in Iran. **Comparative Clinical Pathology**, v. 22, n. 6, p. 1093–1097, 2013.

MPA. Ministério da Pesca e Aquicultura. **Censo Aquícola Nacional, número de pisciculturas no país**, 336 p. 2008.

MPA. **Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura 2011**. Ministério da Pesca e Aquicultura. 60 p. 2013.

NALDONI, J. *Henneguya pseudoplatystoma* n. sp. causing reduction in epithelial area of gills in the farmed pintado, a South American catfish: Histopathology and ultrastructure. **Veterinary Parasitology**, v. 166, p. 52–59, 2009.

NOVOTNY, L. et al. Morphology and distribution of granulomatous inflammation in freshwater ornamental fish infected with mycobacteria. **Journal of Fish Diseases**, v. 33, n. 12, p. 947-955, 2010.

OBA, E.T.; MARIANO, W. S.; SANTOS, L. R. B. Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável. In: TAVARES-DIAS, M. (Org.). **Manejo e sanidade de peixes em cultivo**. Macapá. Embrapa Amapá, p. 228 e 341. 2009.

ONAKA, E.M. Principais parasitoses em peixes de água doce no Brasil. In: TAVARES – DIAS, M. (Org.). **Manejo e sanidade de peixes em cultivo**. Macapá: Embrapa Amapá. 2009. 536-544 p.

OMRANI, S.; MOUSAVI, H.A.; SHARIFPOUR I. Occurrence and histopathology of *Ascocotyle tenuicollis* metacercaria in gill of platyfish (*Xiphophorus maculatus*) imported to Iran. **Iranian Journal of Fisheries Sciences**, v.9, n.3, p. 472-477, 2010.

PADUÁ, S.P.; FILHO, R.N.M.; NETO, J.D.; JERÔNIMO, G.T.; ISHIKAWA, M.M., MARTINS, M.L. Ictiofitiríase: conhecendo a doença para elaborar estratégias de controle. **Panorama da Aquicultura**, v. 22, n. 131, p. 23 - 31, 2012.

PALM, H.W.; DOBBERSTEIN, R.C. Occurrence of trichodinid ciliates (Peritricha: Urceolariidae) in the Kiel Fjord, Baltic Sea, and its possible use as a biological indicator. **Parasitology Research**, v. 85, n. 8-9, p. 726-732, 1999.

PANTOJA W.M.F. et al. Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. **Revista MVZ Córdoba**, v. 17, n. 1, p. 2812-2819, 2012.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R. M. **Doenças de Peixes: Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento**. 3. Ed. São Paulo: Universidade Estadual de Maringá, 2008, 51-107 p.

PIAZZA, R.S. et al. Parasitic Diseases of Freshwater Ornamental Fishes. **Boletim Instituto Pesca**, v. 32, n. 1, p. 51–57, 2006.

PINHEIRO, D.A. et al. Primeiro registro da ocorrência de protozoários em tamoatá *Hoplosternum littorale* no Brasil. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 39, n. 2, p. 169–177, 2013.

PORTZ, L. et al. Parasitos de peixes de cultivo e ornamentais. In: PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M.; EIRAS, J. C. (ORG). **Parasitologia de peixes de água doce do Brasil**. Maringá: Eduem, 2013. p. 85-114.

RAHMATI-HOLASOO, H. et al. Capillariosis in breeder discus (*Symphysodon aequifasciatus*) in Iran. **Journal of Agricultural Sciences**, v. 55, n. 3, p. 253–259, 2010.

RUBIO-GODOY, et al. *Gyrodactylus jarocho* sp. nov. and *Gyrodactylus xalapensis* sp. nov. (Platyhelminthes: Monogenea) from Mexican poeciliids (Teleostei: Cyprinodontiformes), with comments on the known gyrodactylid fauna infecting poeciliid fish. **Zootaxa**, v. 25, n. 9, p. 1-5, 2010.

SANTORO, M. et al. Parasitic infection by larval helminths in Antarctic fishes: pathological changes and impact on the host body condition index. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 105, p. 139-148, 2013.

SANTOS, et al. Desempenho de *B. splendens* associados a diferentes frequências alimentares. **Revista Científica de Produção Animal**, v. 16, n. 1, p. 11, 2014.

SARAIVA, A. Aspectos gerais de histologia e de histopatologia de peixes. In: SILVA-SOUZA, A.T. (ORG.), **Sanidade de organismos aquáticos no Brasil**. Maringá, ABRAPOA, 2006, p. 239-240.

SCHAEDLER, A.M. **Prevalência ectoparasitária em tilápias no Nilo cultivados em viveiros escavados na região Oeste do Paraná**. Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Engenharia de Pesca). Universidade Estadual do Oeste do Paraná. Toledo. p. 10 – 11, 2010.

SCHALCH, S.H.C.; MORAES, F.R.; MORAES, J.R.E. Efeitos do parasitismo sobre a estrutura branquial de *Leporinus macrocephalus* Garavello e Britsk, 1988 (Anastomidae) e *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 15, n. 3, p. 110-115, 2006.

SCHOLZ, T. et al. The invasive fish tapeworm *Atractolytocestus huronensis* (Cestoda), a parasite of carp, colonises Africa. **Parasitology Research**, v. 114, p. 114:3521–3524, 2015.

SHAREEF, P.A.A.; ABIDI, S.M.A. Incidence and histopathology of encysted progenetic metacercaria of *Clinostomum complanatum* (Digenea: Clinostomidae) in *Channa punctatus* and its development in experimental host. **Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine**, p. 421-426, 2012.

SILVEIRA, F.S.; SILVA, F.M.; GRAEFF, A. **Síntese da Produção da Piscicultura Catarinense em 2012**. 2013. Disponível em: <<http://www.epagri.sc.gov.br/wp-content/uploads/2013/08/A-PRODU%C3%87%C3%83O-E-A-EVOLU%C3%87%C3%83O-DA-PISCICULTURA-CATARINENSE-EM-2012.pdf>>. Acesso em: 23 fevereiro 2016.

SMITH, K.F. et al. Microbial diversity and potential pathogens in ornamental fish aquarium water. **Plos One**, v. 7, n. 9, p. 1-11, 2012.

TAKASHIMA, F.; HIBIYA, T. **An atlas of fish histology: normal and pathological features**. 2. Ed. Tokyo: Kodansha, 1995, 1-5 p.

TAKEMOTO, R.M. et al. Parasitos de Peixes de Águas Continentais. In: RANZANI – PAIVA, M.J.T; TAKEMOTO, R.M; LIZAMA, M. (Org) de Los. **A sanidade de Organismos Aquáticos**. Editora São Paulo. p.177-198. 2004.

TAVARES-DIAS, M. et al. Hematologia de teleósteos brasileiros com infecção parasitária. I. Variáveis do *Leporinus macrocephalus* Garavell e Britski, 1988 (Anostomidae) e *Piaractus mesopotamicus* Holmberg 1887 (Characidae). **Acta Scientiarum**, v. 21, n. 2, p. 337-342, 1999.

TAVARES-DIAS, M.; BRITO, M.L.S; LEMOS, J. R. G. Protozoários e metazoários parasitos do cardinal *Paracheirodon axelrodi* Schultz, 1956 (Characidae), peixe ornamental proveniente de exportador de Manaus, Estado do Amazonas, Brasil. **Acta Scientiarum**, v. 31, n. 1, p. 23-28, 2009.

TAVARES-DIAS, M.; LEMOS, J.R.G.; MARTINS, M. L. Fauna parasitária de oito espécies de peixes ornamentais de água doce do médio Rio Negro na Amazônia brasileira. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 19, n. 2, p. 103-107, 2010.

TAVARES-DIAS, M.; SOUSA, T.J.S.M.; NEVES, L.R. Infecções parasitárias em dois peixes bentopelágicos da amazônia: O aruanã

Osteoglossum bicirrhosum (Osteoglossidae) e apaiari *Astronotus ocellatus* (Cichlidae). **Bioscience Journal**, v. 30, n. 2, p. 546–555, 2014.

TEIXEIRA, B. Estado da piscicultura ornamental em Santa Catarina e subsídios para gestão de atividades. Tese (Doutor em Aquicultura). Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis. p. 54-55, 2015.

THATCHER, V.E. Monogenoidea. In: **Amazon Fish Parasites**, Editora: Sofia- Moscow, 2. ed., v. 1, 2006, pp. 42-50, pp117-119.

THILAKARATNE, I.D.S.I.P. et al. Parasitic infections in freshwater ornamental fish in Sri Lanka. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 54, n. 2, p. 157–162, 2003.

TLUSTY, M. The benefits and risks of aquaculture production for the aquarium trade. **Aquaculture**, v. 205, p. 203-219, 2002.

TOKSEN, E. *Argulus foliaceus* (Crustacea: Branchiura) infestation on Oscar, *Astronotus ocellatus* (Cuvier, 1829) and Its Treatment. **Journal of Fisheries & Aquatic Sciences**, v. 23, p. 177-179, 2006.

TORANZO, et al. Enfermidades Bacterianas y víricas de peces marinos. In: RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.L.A.P. **Sanidade de organismos aquáticos**. São Paulo: Livraria Varela, 2004. pp. 3-49.

VAL, A.L.; SILVA, M.N.P.; VAL, V.M.F.A. Estresse em peixes – ajustes fisiológicos e distúrbios orgânicos. In: RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.L.A.P. **Sanidade de organismos aquáticos**. São Paulo: Livraria Varela, 2004, pp. 6-82.

VALLADÃO, G.M.R. et al. Paratrichodina africana (Ciliophora): A pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. **Veterinary Parasitology**, v. 197, n. 3-4, p. 705-710, 2013.

VALLADÃO, G.M.R. et al. *Trichodina heterodentata* (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host-parasite relationship study. **Parasitology**, v. 141, n. 5, p. 662–669, 2014.

VAZ, B.S. et al. Aspectos sobre bem-estar em peixes cultivados. **Revista Brasileira de Agrociência**, v.13, n. 4, p.419-420, 2007.

VELLOSO, A.L. et al. Histopatologia de brânquias de *Paralichthys orbignyanus* (teleostei: Paralichthyidae) parasitado por *Therodamas fluviatilis* (copepoda: ergasilidae). **Atlântica**, v. 34, n. 1, p. 47-52, 2012.

VIDAL Jr., M.V. Comércio de peixes ornamentais requer conhecimento específico. **Pet Food & Health & Care**, n.1, p. 64-69, 2003.

WHITTINGTON, R.J.; CHONG, R. Global trade in ornamental fish from an Australian perspective: The case for revised import risk analysis and management strategies. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 81, n1, p. 92–116, 2007.

YAMADA, F.H. et al. Parasitism associated with length and gonadal maturity stage of the freshwater fish *Metynnis lippincottianus* (Characidae). **Neotropical Helminthology**, v. 6, n. 2, p. 247-253, 2012.

YEMMEN, C.; KTARI, M.H.; BAHRI, S. Seasonality and histopathology of *Trichodina puytoraci* Lom, 1962, a parasite of flathead mullet (*Mugilcephalus*) from Tunisia. **Acta Adriatica**, v. 52, n. 1, p. 15–20, 2011.

YEMMEN, C.; QUILICHINI, Y.; KTARI, M. Morphological, ecological and histopathological studies of *Trichodina gobii* Raabe, 1959 (Ciliophora: Peritrichida) infecting the gills of *Solea aegyptiaca*. **Protistology**, v. 6, n. 4, p. 258–263, 2010.

ZUANON, J. A.S.; SALARO, A.L.; FURUYA, W.M. Produção e nutrição de peixes ornamentais. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.40, p.165-174, 2011.

APÊNDICE

FORMULÁRIO DE ACOMPANHAMENTO DAS PISCICULTURAS

1. Informação do proprietário

Nome: _____

Reside na propriedade: ☐ sim ☐ não

Telefone: _____ e-mail: _____

2. Informação da propriedade

Nome: _____

Endereço: _____

Cidade/Estado: _____

CEP: _____

Telefone: _____

3. Informação estrutura de produção

Área total da propriedade (incluindo os tanques):

_____ ha

Tipo de sistema de cultivo: _____

Tamanho (viveiros/tanques): _____

Espécies cultivadas: _____

Qual origem dos alevinos: _____

4. Origem da água:

☐ Nascente própria ☐ Nascente na propriedade vizinha ☐

Córrego ou ribeira

☐ Rio ou grandes represas ☐ Poço ☐ Águas de chuva

☐ Outros ou combinação

Ocorre falta d água? ☐ sim ☐ não

Volume d água de abastecimento: _____

5. Informação sobre manejo

Manejo alimentar

Densidade de povoamento: _____
peixes/m²

Tipo de ração: _____

Quantidade de ração fornecida por

dia: _____

Frequência da ração fornecida por

dia: _____

Manejo da água

Controle de parâmetro físico-químicos da água / frequência
(Diariamente, semanalmente, mensalmente, a cada 6 meses)

() pH: _____ () oxigênio

dissolvido: _____

() amônia: _____ () temperatura:

() transparência da água: _____ () Fósforo total:

() Nitrito total: _____ () Condutividade
elétrica: _____

Tem feito análise dos parâmetros físico-químicos da água, quais
os valores médios para ?

pH: _____

Oxigênio dissolvido

(mg/L): _____

Condutividade elétrica

(μ S/cm): _____

Temperatura

(°C): _____

Nos viveiros/tanques da propriedade a água passa de um tanque
para o outro?

() Sim () Não

Problemas na qualidade da água: () sim () não

quais: _____

6. Fertilização

Segue esquema definido para fertilizar os tanques? () não ()
sim

Explicar: _____

Qual o tipo de fertilizante e qual a quantidade usada?

Explicar: _____

Usa calagem? () não () sim

Quais práticas de manejo (aeração, adubação, etc.) são
utilizadas?

Explique: _____

7. Problemas já observados nos tanques/viveiros

Você já teve algum problema com mortalidade de peixes? ()

Sim () Não

Em caso de mortalidades, quais sinais clínicos os peixes apresentavam?

Qual foi a(s) espécie(s) que morreu (morreram)? Quantos?

Você já teve algum problema de doenças nos peixes? () Sim () Não

Quando? _____

Foi realizada alguma análise sobre a causa da morte dos peixes? () Sim () Não

Quem fez esta análise? _____

Antes do aparecimento das doenças ou mortalidade você mexeu nos tanques/viveiros ou realizou algo diferente que pudesse ter causado esta mortalidade? () Sim () Não

O que fez? _____

No período em que houve estes problemas de doenças ou mortalidade dos peixes, você observou alguma variação relacionada com o meio ambiente do tipo:

() Quedas bruscas de temperaturas

() Muita chuva

() Elevação de temperatura seguido de chuvas

() Outros,

especificar: _____

Antes da mortalidade você utilizou algum tipo de tratamento/profilaxia nos viveiros?

() Sim () Não

Qual produto e dose? _____

Há algum tratamento dos tanques entre safras?

Explique: _____

Usa algum produto como forma de evitar doenças nos peixes? () Sim () Não

Qual produto é usado e dose?

() Sal, qual dose? _____

() Antibiótico, qual

dose? _____

() Outro produto,

qual? _____

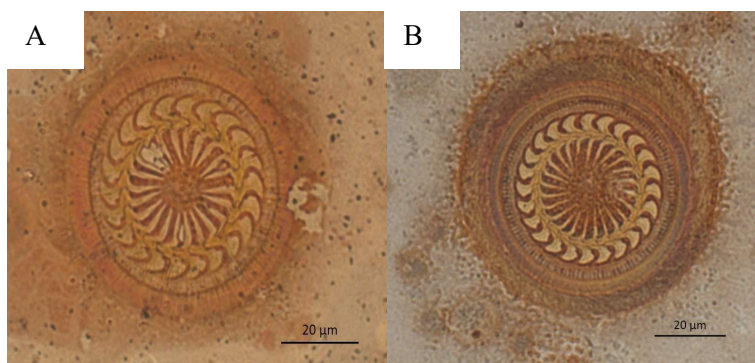


Figura 2 – *Trichodina heterodentata* (Duncan, 1977) da superfície corporal: A - em *Xiphophorus maculatus* da piscicultura A; B - em *Hyphessobrycon eques* da piscicultura B. Impregnação por nitrato de prata.

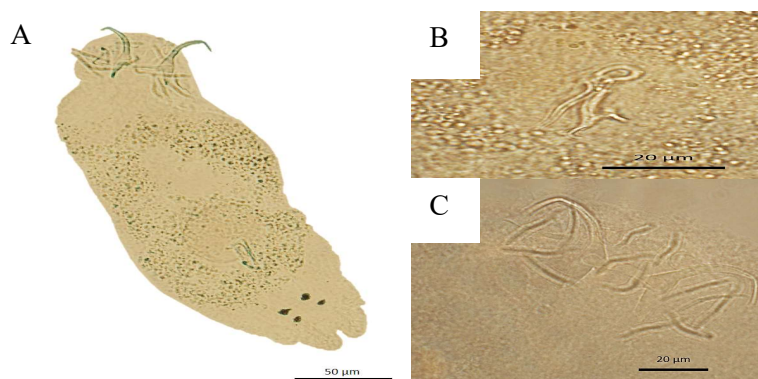


Figura 3 – Monogenoide *Dactylogyrus minutus* (Kulwiec, 1927) de brânquias de *Cyprinus carpio* Koi: A – Vista dorsal; B – Complexo copulatório; C – Háptor; Montagem em Hoyer's.

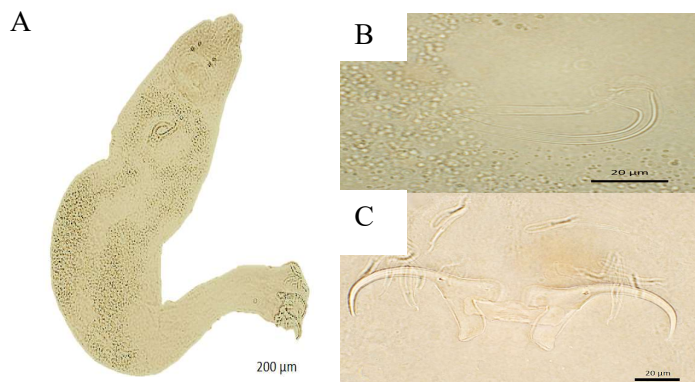


Figura 4 – Monogenoide *Dactylogyrus extensus* (Mueller e Van, 1932) de brânquias de *Cyprinus carpio* Koi: A – Vista dorsal; B – Complexo copulatório; C – Háptor; Montagem em solução de Hoyer's.

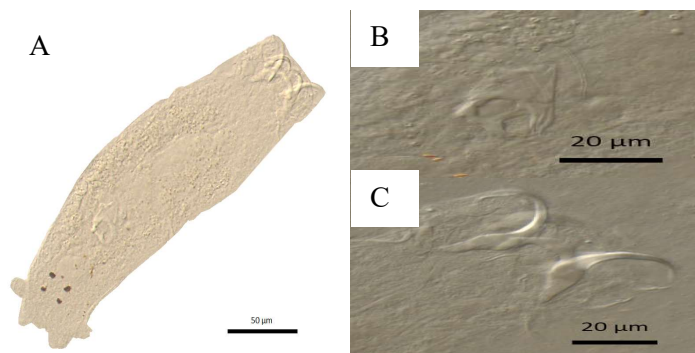


Figura 5 – Monogenoide *Diaphorocleidus kabatai* (Molnár, Hanek e Fernando, 1974) de brânquias de *Gymnocorymbus ternetzi*: A – Vista dorsal; B – Complexo copulatório; C – Háptor; Montagem em Hoyer's.



Figura 6 – Cestoide *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934 no intestino de *Cyprinus carpio* Koi. Montagem em Bálsamo do Canadá.

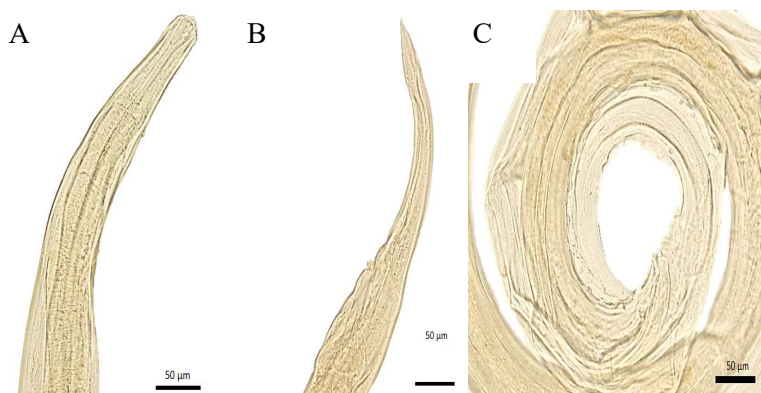


Figura 7 – Nematode *Rhabdochona* sp. do intestino de *Gymnocorymbus ternetzi*: A – Região anterior; B – Região caudal da fêmea; C – Região caudal do macho; Montagem em Bálsamo do Canadá.

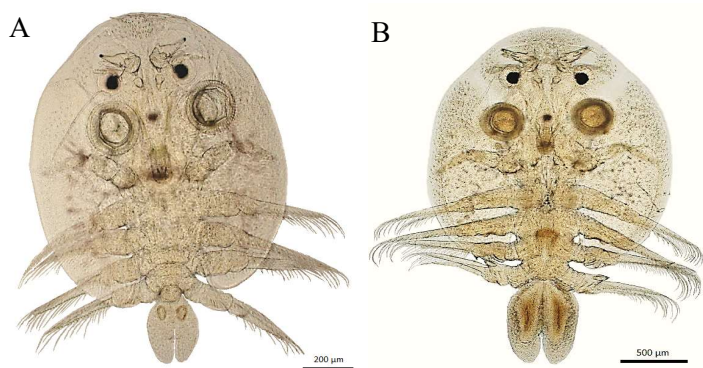


Figura 8 – Branquiúro *Argulus japonicus* (Thiele, 1900) da superfície do corpo de *Cyprinus carpio* Koi: A – Fêmea adulta; B – Macho adulto; Clarificados em ácido láctico.